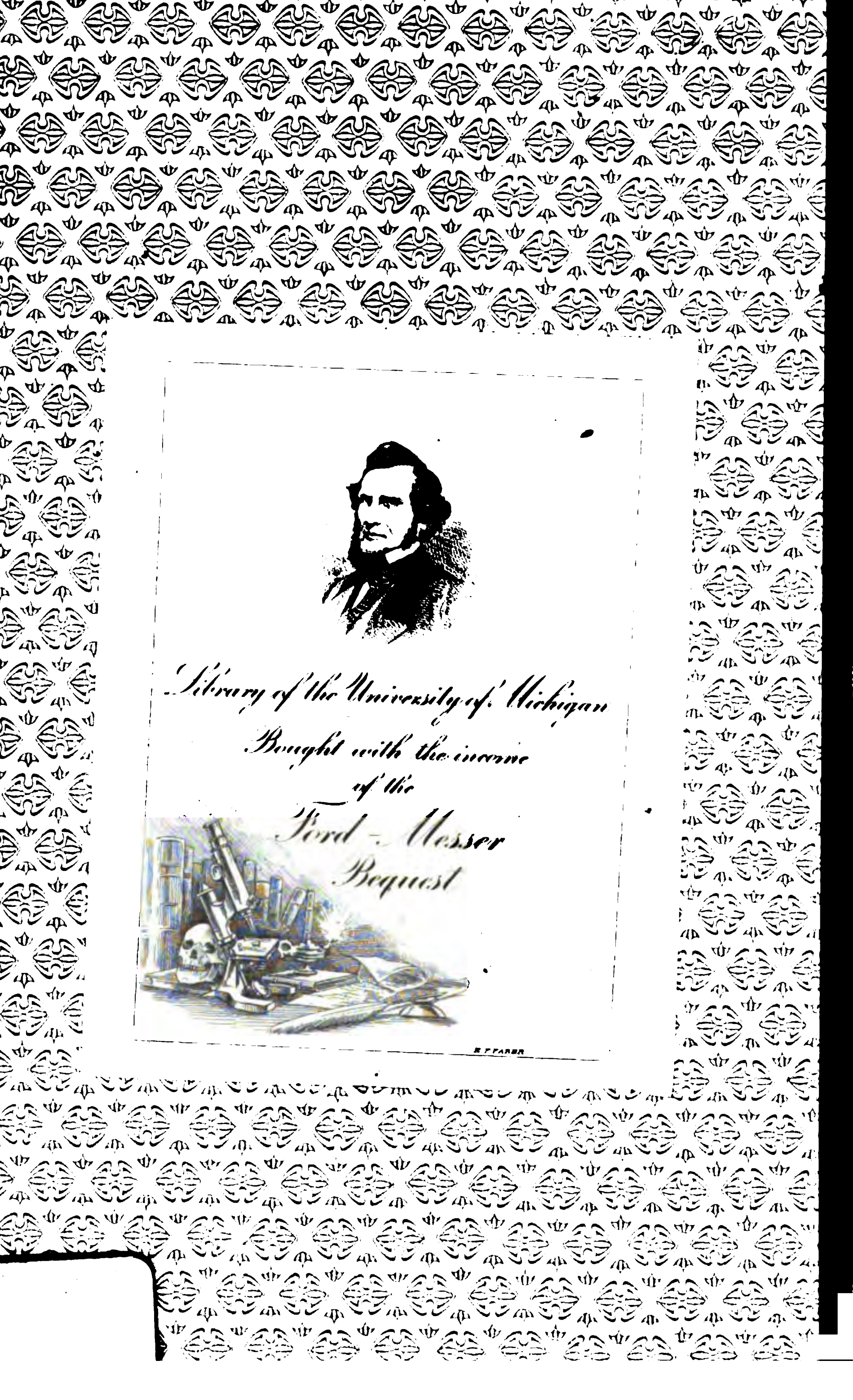
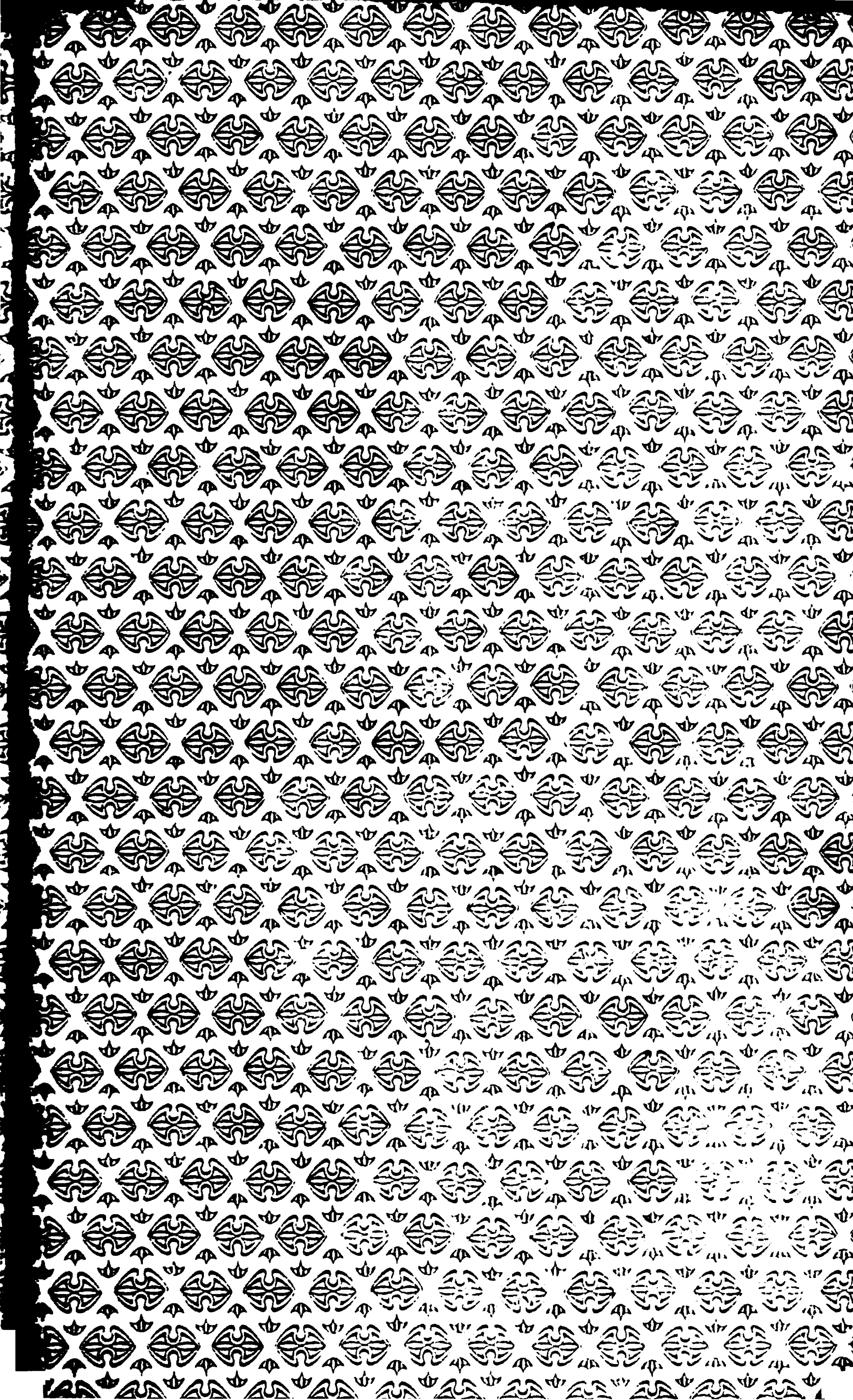

Library of the University of Michigan
Bought with the income
of the
Ford - Messer
Bequest
E F FABER



MÉMOIRES COURONNÉS

ET

AUTRES MÉMOIRES.

MÉMOIRES COURONNÉS

ET

AUTRES MÉMOIRES

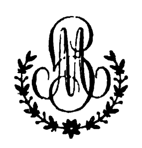
PUBLIÉS PAR

L'ACADÉMIE ROYALE

DES SCIENCES, DES LETTRES ET DES BEAUX-ARTS DE BELGIQUE

—

COLLECTION IN-8°. — TOME LIII



BRUXELLES

HAYEZ, IMPRIMEUR DE L'ACADÉMIE ROYALE DES SCIENCES, DES LETTRES
ET DES BEAUX-ARTS DE BELGIQUE
rue de Louvain, 112

—

Septembre 1895 - Octobre 1896

GL

LES

ÉTUDE CHIMIQUE

DU

GLYCOGÈNE

CHEZ

LES CHAMPIGNONS ET LES LEVURES

PAR

G. CLAUTRIAU

DOCTEUR EN SCIENCES NATURELLES,

ASSISTANT A L'INSTITUT BOTANIQUE (UNIVERSITÉ DE BRUXELLES)

(Présenté à la Classe des sciences dans la séance du 3 mars 1895.)

ÉTUDE CHIMIQUE

DU

GLYCOGÈNE

CHEZ

LES CHAMPIGNONS ET LES LEVURES

I.

APERÇU HISTORIQUE.

Depuis sa découverte par Claude Bernard [1], en 1857, le glycogène a fait l'objet de très nombreuses recherches, qui se rapportent pour la plupart au règne animal. Sa présence a été constatée aussi bien chez les êtres inférieurs que chez les vertébrés supérieurs. Partout on le retrouve présentant des caractères analogues; et cette grande diffusion, ainsi que sa nature chimique et son rôle physiologique, lui ont fait souvent donner le nom d'amidon animal.

Ce terme semblerait impliquer que le glycogène est l'apanage du règne animal dont il représente l'hydrate de carbone de réserve par excellence, comme l'amidon proprement dit constitue chez la plupart des végétaux la forme sous laquelle s'accumulent les aliments hydrocarbonés.

[1] Claude Bernard, *Sur le mécanisme physiologique de la formation du sucre dans le foie* (Comptes rendus, t. XLIV, p. 578, 1857). L'existence de la substance glycogénique avait déjà été annoncée dans son premier mémoire (Comptes rendus, t. XLI, p. 461, 1855).

Toutefois, l'amidon lui-même n'est pas présent dans toutes les plantes et ne pourrait, à lui seul, servir à caractériser le règne végétal.

Déjà, chez un certain nombre de phanérogames, il peut n'apparaître qu'exceptionnellement (*Musa, Strelitzia, Allium*), ou même manquer complètement (*Monotropa hypopitis*), et si on le rencontre encore chez la plupart des Algues vertes, par contre les Algues rouges et brunes en sont totalement dépourvues.

Il existe aussi toute une classe de végétaux qui ne forment jamais d'amidon : c'est la classe des Champignons. Parfois on a signalé chez quelques-uns des granules ou des épaississements de membranes se colorant en bleu par l'iode, mais on sait actuellement que cette teinte est due, non pas à de l'amidon véritable, mais très probablement à de l'isolichénine.

Les Champignons peuvent renfermer différentes matières hydrocarbonées, de la mannite, de la tréhalose, etc. [1], mais l'hydrate de carbone qui, chez un très grand nombre d'espèces, représente d'une manière typique l'aliment ternaire de réserve, n'est autre que le glycogène, identique à celui que l'on a extrait des tissus des animaux.

Longtemps méconnue, l'existence du glycogène chez les végétaux a été établie de façon positive par les travaux d'Errera [2]. Avant lui, en 1868, Kühne [3] avait signalé la présence de glycogène chez un Myxomycète, l'*Aethalium septicum*, et les recherches de Behrend [4] avaient montré son ana-

[1] BOURQUELOT, *Les hydrates de carbone chez les Champignons* (BULL. DE LA SOC. MYCOL. DE FRANCE, 1890).

[2] L. ERRERA. *L'épiplasme des Ascomycètes et le glycogène des végétaux.* Thèse. Bruxelles, 1882. — *Sur le glycogène chez les Mucorinées* (BULL. DE L'ACAD. ROY. DE BELGIQUE, 3e série, t. IV, novembre 1882, nº 11). —*Sur le glycogène chez les Basidiomycètes* (BULL. DE L'ACAD. ROY. DE BELGIQUE, 3e série, t. VIII, nº 12, 1884, et MÉM. in-8º, t. XXXVII, 1885).

[3] W. KÜHNE, *Lehrbuch der physiologischen Chemie,* 1868, p. 334.

[4] BEHREND, cité dans KRUKENBERG, *Vergleichend physiol. Studien,* Zweite Abtheilung. Heidelberg, 1880, p. 55.

logie complète avec le glycogène du foie. Mais les Myxomycètes sont des êtres à caractères très peu définis et qui, dans la classification générale, occupent une place intermédiaire entre les végétaux et les animaux. Le fait qu'ils renferment un hydrate de carbone semblable à celui des animaux, devait fournir plutôt un argument en faveur de la nature animale de l'*Aethalium septicum*, qu'une preuve de la présence de glycogène chez un végétal.

Dans son premier travail, Errera, reprenant les observations déjà anciennes de Tulasne [1] sur le contenu des asques des Truffes, et celles plus récentes de de Bary [2] sur l'épiplasme des Ascomycètes, montra que les colorations brun-rouge obtenues par ces deux auteurs au moyen de l'iode, étaient dues à la présence d'un corps dont les caractères microchimiques et macrochimiques répondaient exactement à ceux du glycogène animal typique.

La quantité des produits extraits par Errera était trop minime pour en faire l'analyse immédiate et en déterminer exactement le pouvoir rotatoire, ainsi que l'eût désiré Morren [3]; mais les caractères physiques et chimiques observés montraient une telle concordance entre les deux glycogènes, que ceux-ci pouvaient être considérés, et avec raison, comme identiques. Cette conclusion fut acceptée, sans restriction, par Stas [4] et par Gilkinet [5].

Quelques années plus tard, Krafkoff [6], reprenant la question du glycogène chez les Champignons, vérifia les résultats

[1] L.-R. TULASNE et C. TULASNE, *Fungi hypogæi*. Paris, 1851.

[2] DE BARY, *Ueber die Fruchtenwicklung der Ascomyceten*. Leipzig, 1863, p. 8.

[3] MORREN, *Bull. de l'Acad. roy. de Belgique*, 3e série, t. VIII, n° 12, 1884.

[4] STAS, *Bull. de l'Acad. roy. de Belgique*, 3e série, t. VIII, n° 12, 1884.

[5] GILKINET, *Bull. de l'Acad. roy. de Belgique*, 3e série, t. VIII, n° 12, 1884.

[6] KRAFKOFF, *Zur Frage vom Glykogen der Pilze* (SCRIPTA BOTANICA HORTI UNIVERSITATIS IMPERIALIS PETROPOLITANAE, t. III, fasc. I, p. 17).

signalés plus haut et admit également la similitude des deux glycogènes.

Un certain nombre d'autres travaux ont été publiés sur cette question. Leurs auteurs ont vérifié microchimiquement la présence du glycogène chez les Champignons, mais aucun ne s'est occupé de l'étude chimique de ce corps, et, dans ces conditions, nous croyons inutile de faire mention de leurs recherches.

Quoique les Levures (*Saccharomyces*) appartiennent à la classe des Champignons et doivent, selon toute vraisemblance, être rattachées aux Ascomycètes, nous consacrerons à leur étude un chapitre spécial.

L'extraction de leur glycogène nécessite, en effet, un traitement tout particulier sur lequel nous aurons à revenir plus loin.

La présence de glycogène typique chez cet organisme, signalée pour la première fois par Errera [1], a été confirmée à plusieurs reprises. Avant cet auteur, de nombreux travaux avaient paru sur les matières ternaires des Levures. Pasteur [2], Schützenberger et Destrem [3] avaient déduit de leurs expériences qu'elles devaient renfermer un hydrate de carbone facile à saccharifier; Béchamp [4] en avait extrait une « matière gommeuse » que Nägeli et Loew [5] avaient étudiée et qui, d'après la démonstration d'Errera, doit être envisagée comme un mélange de glycogène et d'une sorte de gomme.

Salkowski [6] a retiré de la Levure un corps présentant les caractères du glycogène, mais qu'il a le tort de considérer,

[1] L. Errera, *Sur l'existence du glycogène dans la levure de bière* (Comptes rendus, t. CI, p. 253, 1885).

[2] Pasteur, *Comptes rendus*, t. XLVIII, p. 640.

[3] Schützenberger et Destrem, *Comptes rendus*, t. LXXXVIII, p. 289.

[4] Béchamp, *Comptes rendus*, t. LXXIV, p. 187.

[5] Nägeli et Loew, *Sitzungsb. Akad. München*, Bd VIII, 1878, p. 166.

[6] E. Salkowski, *Ueber fermentative Processe in den Gewebe* (Du Bois Reymond's Archiv, 1890, p. 554).

sous l'influence des idées de Nägeli, comme dérivant de la membrane.

Laurent [1], dans ses intéressantes recherches physiologiques sur les Levures, a essayé de doser la proportion de glycogène qu'elles renferment. Il n'en a pas effectué l'extraction, et ses dosages, faits par des méthodes indirectes, ne suffisent pas moins à montrer la grande richesse de ces organismes en cet hydrate de carbone.

Cremer s'est occupé à plusieurs reprises de l'extraction du glycogène chez la Levure [2]. Il a publié cette année une courte note [3] dans laquelle il annonce avoir pu extraire une certaine quantité d'un produit présentant tous les caractères du glycogène typique. Il ne donne pas le détail de ses recherches, mais sa conclusion générale est complètement d'accord avec celle d'Errera.

Cette note de Cremer a été suivie d'un travail d'Alfred Koch et Hosaeus [4], dans lequel ces auteurs mentionnent une extraction de glycogène de Levure sur laquelle nous aurons à revenir ultérieurement.

II.

EXTRACTION CHEZ LES CHAMPIGNONS.

Choix des matériaux. — Un très grand nombre de Champignons renferment du glycogène, mais tous ne conviennent pas également pour une extraction chimique de ce produit. Parfois, il ne se trouve qu'en minime quantité; ou même, s'il

[1] E. LAURENT, *Recherches physiologiques sur les Levures* (ANN. DE LA SOC. BELGE DE MICROSCOPIE, t. XIV, pp. 91 et suiv.).

[2] M. CREMER, *Ueber die Umlagerungen der Zuckerarten unter dem Einflusse von Ferment und Zelle* (ZEITSCH. FÜR BIOLOGIE, Bd XXXI, Heft 2).

[3] M. CREMER, *Demonstration des Hefeglykogens in den Zellen und als Präparat* (MÜNCHENER MEDICIN. WOCHENSCHRIFT, n° 26, 1894).

[4] ALFRED KOCH et HANS HOSAEUS, *Das Verhalten der Hefen gegen Glycogen* (CENTBL. FÜR BAKTERIOL. UND PARASITENKUNDE, Bd XVI, 1894, n° 4/5).

existe en abondance chez certaines espèces, celles-ci sont ou petites ou rares.

Un autre inconvénient provient de la nature physiologique du glycogène. Ce corps joue le rôle d'une substance de réserve destinée à être surtout utilisée au moment de la grande croissance ou au moment de la maturation des spores. La croissance se faisant rapidement chez certains Champignons, il arrive parfois qu'en très peu de temps, toute la réserve glycogénique a été utilisée par le végétal. Ce cas se présente d'une façon caractéristique chez le *Phallus impudicus*, où le pédicelle, avant l'allongement, est bourré de glycogène, tandis qu'immédiatement après, il n'en renferme plus que des traces [1].

En règle générale, le glycogène n'existe pas dans les stades les plus jeunes ni dans la période avancée de la végétation; mais pour la récolte de chaque espèce, il est prudent de rechercher et de déterminer le moment réellement opportun.

La même chose se présente avec le glycogène animal. Le foie des animaux en contient des quantités très variables suivant l'alimentation, et suivant le moment auquel on examine cet organe.

Nos recherches ont d'abord porté sur *Boletus edulis*, qui croît très abondamment en certains endroits, aux environs de Bruxelles. On doit le récolter de préférence au moment où le chapeau va s'épanouir, et il faut choisir les gros exemplaires, qui sont généralement plus riches en glycogène. Il est facile de s'assurer d'ailleurs, par la réaction de l'iode, qu'à ce stade tout le pied en est rempli. Après la récolte, chaque échantillon est examiné séparément par l'iode, et l'on écarte ceux qui ne donnent qu'une faible réaction.

Si le Bolet possède le grand avantage de renfermer une forte proportion de glycogène, il présente toutefois un inconvénient très sérieux : ses cellules contiennent une quantité considé-

[1] La marche de ce phénomène a été suivie très minutieusement et décrite en détail par Errera dans son *Étude sur le glycogène chez les Basidiomycètes*, pp. 46-54.

rable de mucilages qui rendent l'extraction des plus pénibles et dont la séparation nous a demandé de longues recherches.

L'*Amanita muscaria*, que l'on peut récolter en quantité certaines années, est aussi un matériel très convenable pour l'extraction du glycogène. On doit le choisir encore jeune, au moment où le pied est très renflé et sur le point de s'allonger. Ainsi que chez le Bolet, les gros exemplaires sont plus riches proportionnellement que les individus plus petits pris au même stade de développement. L'*Amanita* présente sur le Bolet un avantage considérable au point de vue de la facilité de l'extraction : il renferme très peu de matières mucilagineuses et ne donne pas les liquides épais, impossibles à filtrer, que l'on ne peut éviter avec le Bolet. Un léger inconvénient provient de substances brunes qui se forment par l'oxydation de certains produits de ce Champignon et qui se fixent énergiquement sur le glycogène, nécessitant un traitement spécial, ainsi que de nombreuses précipitations successives par l'alcool, avant d'obtenir un produit tout à fait blanc et pur.

Le *Phallus impudicus*, comme nous l'avons dit plus haut, est très riche en glycogène. Pour l'extraction, on sépare le pédicelle jeune, peu avant l'allongement, et on le prive le plus possible de sa couche gélatineuse, en le frottant, au moyen d'une brosse, sous un filet d'eau.

Le pédicelle du *Phallus* donne un fort rendement en glycogène. Malheureusement, ce Champignon ne croît jamais en abondance. Le poids de son pédicelle au stade le plus favorable à l'extraction du glycogène, est très faible et exige un nombre considérable d'exemplaires, afin de pouvoir en extraire la quantité de produit nécessaire aux divers essais chimiques auxquels on doit le soumettre.

Un certain nombre d'autres Champignons [1] pourraient également servir à l'extraction du glycogène, mais nous ne citons

[1] Par exemple, *Peziza vesiculosa,* qui est exempte de mucilage, *Clitocybe nebularis,* etc. Les matériaux conservés dans l'alcool fort gardent tout leur glycogène.

ici que les espèces que nous avons utilisées et que nous pouvions récolter en grande quantité.

Il ne faut pas oublier que les Champignons renferment une quantité considérable d'eau : en général, de 90 à 95 °/。 de leur poids à l'état frais. La faible teneur en substance sèche et les pertes inévitables au cours de l'extraction et surtout de la purification, exigent la mise en œuvre d'un poids notable de tissus frais. Dans nos recherches sur le Bolet, recommencées un certain nombre de fois, nous opérions en général sur 5 ou 10 kilogrammes de Champignons frais; 10 kilogrammes d'*Amanita muscaria* ont également été mis en œuvre pour l'extraction de leur glycogène.

Traitement préalable des Champignons. — Les matériaux destinés à l'extraction du glycogène doivent être soumis, immédiatement après la récolte, à l'action de la chaleur.

Quoique nos connaissances sur la présence dans les cellules des Champignons de zymases pouvant dédoubler le glycogène soient encore très incomplètes, nous devons, par mesure de prudence, empêcher aussi rapidement que possible leur action éventuelle. Chez le *Phallus*, par exemple, cette précaution est très nécessaire, car, même détaché de son mycélium, ce Champignon continue sa croissance, grâce à la grande quantité d'eau contenue dans ses couches mucilagineuses, et peut, en moins d'un jour, dédoubler et utiliser tout son glycogène pour l'allongement de son pédicelle.

Le Bolet, au contraire, peut être abandonné à l'air assez longtemps (parfois près de huit jours dans nos expériences), sans que la quantité de glycogène semble diminuer. Dès qu'il est détaché du mycélium, toute croissance paraît être suspendue et le Champignon se dessèche plus ou moins lentement. Lorsque les tissus deviennent mous, sans turgescence, et sont envahis par des moisissures, alors seulement le glycogène diminue peu à peu.

Nous voyons ainsi, chez les végétaux, des phénomènes analogues à ceux qui se passent chez les animaux. Dans l'extrac-

tion du glycogène, on recommande expressément de traiter sans retard, après la mort, les tissus coupés en petits fragments par l'eau bouillante, afin d'empêcher l'action des ferments solubles. Cette précaution n'est pas indispensable dans tous les cas, et si dans le foie du lapin le glycogène disparaît rapidement après la mort de l'animal, chez le chien, au contraire, on peut constater qu'au bout d'un jour la plus grande partie de cet hydrate de carbone n'a pas été modifiée.

Quoi qu'il en soit, il est préférable dans tous les cas de tuer les Champignons quelques heures au plus tard après leur récolte. Pour cela, il suffit de les couper en tranches pas trop minces et de les projeter dans de l'eau maintenue à l'ébullition. Il est très avantageux d'opérer de cette manière, car en même temps qu'on détruit les diastases, on débarrasse les Champignons de leurs substances solubles, et lorsqu'ils sont très riches en mucilages, comme le Bolet, par exemple, une grande partie de ces corps passe dans le liquide. On jette ensuite ce liquide que l'on remplace par de l'eau chaude, jusqu'à ce que celle-ci ne se colore plus sensiblement ou n'a plus d'apparence gélatineuse.

Ce mode opératoire n'altère en rien le glycogène. Nous savons, en effet, par les travaux de R. Külz [1], que l'ébullition, même avec 2 °/₀ de potasse caustique, ne modifie pas ce corps ; et comme d'autre part le glycogène est un colloïde, il ne peut diffuser au travers des membranes du Champignon, membranes qui résistent à tous les réactifs dissolvant la cellulose ordinaire, et que de Bary [2] a nettement distinguées des autres membranes végétales.

On pourrait critiquer le fait de découper en tranches le Champignon et de le traiter ensuite par une grande quantité d'eau bouillante. En effet, toutes les cellules qui ont été lésées par le couteau abandonnent leur glycogène au liquide et l'on perd ainsi une certaine quantité de produits (que l'on pour-

[1] R. Külz, *Zeitschr. f. Biolog.*, Bd XXII, p 161.

[2] de Bary, *Morphol. und Physiol. der Pilze*, p. 14.

rait, au besoin, extraire de ce liquide); mais cette perte est peu considérable, par suite de la petitesse de la plupart des éléments des Champignons. Si l'on examine au microscope des coupes de matériaux soumis à ce traitement préalable, on constate, par la réaction de l'iode, que le glycogène n'a disparu que sur une épaisseur excessivement faible, tandis que toutes les cellules qui n'ont pas été entamées ont conservé la totalité de leur hydrate de carbone de réserve. L'extraction de celui-ci sera considérablement facilitée par cet enlèvement des substances solubles et d'une grande partie des mucilages.

Dans l'extraction du glycogène animal, pour obtenir en solution tout cet hydrate de carbone, il suffit de couper en fragments les organes qui le renferment et de les chauffer avec une solution de potasse caustique à 1 ou 2 % qui détruit les cellules animales.

Mais lorsqu'il s'agit des tissus végétaux, et surtout de ceux des Champignons, ce traitement est tout à fait inefficace. Leurs cellules résistent pendant un temps très long à la potasse, même concentrée. Jusqu'à présent, on se contentait de broyer au mortier les tissus frais. Par ce procédé, on arrive bien à désagréger les tissus, mais en examinant au microscope la pulpe ainsi obtenue, on constate que la plupart des cellules ont été séparées, mais non brisées par le pilon. Presque toutes sont restées intactes, et le broyage peut être prolongé très longtemps sans produire de meilleur résultat, ce qui est dû à la couche mucilagineuse qui revêt les membranes cellulaires. Grâce à ce mucilage, les cellules glissent sous le pilon sans se laisser écraser. Comme le glycogène ne peut diffuser, la pulpe traitée par l'eau ne lui abandonne que des quantités très faibles de ce corps.

Le broyage avec du sable, ou d'autres substances insolubles, donne des résultats qui ne sont guère plus satisfaisants.

Le seul moyen d'arriver à briser la presque totalité des cellules et à extraire ainsi la plus grande quantité de glycogène, consiste à dessécher préalablement les tissus et à les porphyriser ensuite. Sèches, les cellules se brisent assez facilement sous le pilon.

Les matériaux traités par l'eau bouillante comme il a été dit plus haut, seront donc mis à égoutter et placés ensuite à l'étuve sèche entre 60° et 80°, jusqu'à dessiccation. Celle-ci obtenue, on élève la température vers 100° pendant une heure ou deux, de façon à rendre les tissus plus secs et plus cassants. On les soumet alors à la pulvérisation dans un mortier en fer, et on passe au tamis de soie le plus fin possible. La poudre ainsi obtenue est soumise aux traitements que nous allons indiquer.

Méthode d'extraction. — Le procédé le plus généralement employé pour extraire le glycogène est celui qui a été préconisé par Brücke[1], et qui consiste à séparer les matières albuminoïdes au moyen de l'iodure double de mercure et de potassium en présence d'acide chlorhydrique, et à précipiter ensuite le glycogène par deux volumes d'alcool absolu. Avec les tissus animaux, ce procédé donne d'excellents résultats. A plusieurs reprises, on a proposé certaines modifications à cette méthode, mais aucune ne présente un réel avantage. Landwehr[2] conseille de précipiter les corps albuminoïdes par l'acétate de zinc et d'ajouter à la liqueur filtrée une solution concentrée de perchlorure de fer. Il précipite ensuite le fer, au bain-marie, par une solution de carbonate de soude, sous forme d'hydrate ferrique qui entraîne tout le glycogène. Ce procédé ne permet pas de séparer les gommes animales. On verra toutefois qu'il nous a partiellement servi.

Siegmund Fränkel[3] opère à froid et extrait le glycogène par l'acide trichloracétique dans lequel celui-ci se dissout. Les albuminoïdes restent insolubles. Il semble résulter du travail de l'auteur que sa méthode n'offre pas d'avantages sérieux.

Toutes ces modifications sont peu recommandables, et la méthode de Brücke reste encore actuellement le meilleur

[1] Brücke, *Sitzungsber. d. Wiener Akad.*, Bd LIII, II, 3 Febr. 1871.

[2] Landwehr, *Zeitsch. f. physiol. Chemie*, Bd VIII, S 165-174.

[3] S. Fränkel, *Studien über Glykogen* (Pflüger's Archiv, Bd LII, S. 125, 1892.

procédé d'extraction du glycogène chez les animaux. Les recherches de R. Külz [1] ont d'ailleurs démontré l'exactitude des résultats qu'elle fournit.

Nous avons, au début de nos recherches sur le Bolet, essayé d'employer le procédé de Brücke pour extraire le glycogène des Champignons. Mais les résultats que nous en avons obtenus ont été défectueux. Dans l'extraction avec les tissus animaux, le grand inconvénient provient de la proportion considérable de matières albuminoïdes que le liquide renferme, et que l'iodure double de mercure et de potassium parvient à éliminer presque sans perte de glycogène. Dans les liquides provenant du traitement des Champignons, les substances protéiques sont peu abondantes, mais d'un autre côté, la solution est souvent très riche en composés hydrocarbonés autres que le glycogène. Ces corps se rapprochent des gommes, des mucilages, des dextrines, et leur étude reste encore presque complètement à faire. Vis-à-vis de beaucoup de réactifs, ces corps se comportent d'une manière assez analogue au glycogène, qu'ils entraînent avec la plus grande facilité dans leurs précipitations. De très nombreuses recherches nous ont été nécessaires avant de parvenir à séparer, d'une manière satisfaisante, le glycogène de tous les autres hydrates de carbone des Champignons.

Chez le Bolet, qui était le seul matériel à notre disposition au début de ces recherches, cette difficulté s'est présentée au plus haut degré. Nous sommes arrivé à la vaincre de la façon suivante :

La poudre de Bolet (bien sèche, comme il a été dit) est épuisée par l'eau chaude rendue légèrement alcaline au moyen de potasse ou de soude caustiques. 100 grammes de poudre sèche nécessitent environ 2 à 3 litres d'eau. On porte lentement à l'ébullition en agitant et on maintient quelque temps le liquide vers 100°. On le laisse ensuite se refroidir lentement et déposer. On décante le liquide clair. Le résidu est repris

[1] R. Külz, *Zeitsch. f. Biologie*, Bd XXII, S. 161.

par l'eau alcalinisée, chauffé jusqu'à l'ébullition et laissé quelque temps en repos. On décante comme précédemment le liquide, et le résidu est repris de la même manière par l'eau, aussi longtemps que celle-ci dissout du glycogène en quantité suffisante pour obtenir, par quelques gouttes d'une solution d'iode dans l'iodure de potassium, une teinte jaune-brun, pâlissant nettement à chaud et reparaissant par le refroidissement.

Malgré le traitement préalable, le liquide est encore très mucilagineux. C'est pourquoi il est préférable de laisser se déposer la poudre et de décanter sans filtrer.

Tous les liquides provenant des décantations successives sont réunis et neutralisés par l'acide chlorhydrique dilué. Leur volume total, par 100 grammes de poudre sèche de Bolet, est généralement de 4 à 5 litres. Sans se préoccuper de l'aspect trouble dû à des particules en suspension, on y produit un précipité de phosphate de calcium. A cet effet, le liquide est additionné de phosphate de sodium cristallisé dans la proportion de 1 à 1,5 %. Lorsque le sel est dissous, on verse lentement et en agitant sans cesse une solution de chlorure de calcium (à 5 % environ) renfermant une quantité de ce sel égale à la moitié du poids du phosphate de sodium employé. Il se forme un volumineux précipité de phosphate de calcium qui se dépose assez rapidement en grumeaux et entraîne avec lui toutes les matières insolubles en suspension.

Le liquide, laissé en repos quelque temps, est alors filtré à travers une toile. Sa réaction est devenue franchement acide. On y ajoute de l'ammoniaque jusqu'à faible réaction alcaline. L'addition d'ammoniaque produit un trouble plus ou moins considérable, qui ne se résout que lentement en un véritable précipité. On porte progressivement la température du liquide jusqu'à 80°, et l'on cesse alors tout de suite l'action de la chaleur. Sous l'influence de l'élévation de température, un nouveau précipité de phosphate de calcium apparaît, d'un aspect différent du premier, et qui, au lieu de gagner le fond du récipient, vient former à la surface du liquide une couche

compacte, d'aspect mucilagineux. En même temps, le liquide est devenu très clair et présente l'opalescence des solutions de glycogène. Après le refroidissement, ce précipité se sépare avec la plus grande facilité, et le liquide est soumis de nouveau au même traitement, une ou plusieurs fois, suivant son aspect plus ou moins mucilagineux. On peut également s'assurer si le précipité de phosphate de chaux continue à entraîner des mucilages [1], en en dissolvant une partie dans de l'acide chlorhydrique dilué, étendant d'un peu d'eau et ajoutant deux volumes d'alcool : les mucilages se précipitent avec leur aspect filamenteux caractéristique.

Le rôle du précipité de phosphate de calcium ne consiste pas uniquement à éclaircir le liquide par l'entraînement mécanique des particules solides qui le rendaient plus ou moins trouble. Son emploi a un but plus important. C'est grâce à lui que nous sommes parvenu à nous débarrasser de la plus grande partie des mucilages, sans entraîner en même temps le glycogène. Le phosphate de chaux se comporte ici d'une manière assez analogue au blanc d'œuf que l'on emploie dans certains procédés de clarification. L'albumine, en se coagulant, enlève au liquide non seulement les corps en suspension, mais elle les prive, de plus, d'une quantité de matières salines et de substances organiques qui y étaient dissoutes. Cette analogie d'action entre la précipitation de l'albumine par la chaleur, et celle de phosphate de chaux à froid ou par une élévation de température, a été bien mise en évidence par les intéressants travaux de Duclaux [2] sur la coagulation.

[1] Nous employons ici le pluriel, en parlant du mucilage des Bolets, parce que divers essais nous portent à admettre qu'il existerait plusieurs mucilages chez ce Champignon.

[2] Voir à ce sujet la série des articles et des revues critiques publiés par E. Duclaux dans les ANNALES DE L'INSTITUT PASTEUR : *Sur la différenciation des matières albuminoïdes*, t. VI, p. 369; *Sur la coagulation du sulfate de quinine*, id., p. 657; *Sur la coagulation*, id., p. 584; *Sur les actions coagulantes*, id., p. 854; *Sur le mécanisme de la coagulation*, t. VII, p. 57; *Sur la coagulation de l'albumine*, id., p. 642.

Cette propriété du phosphate de chaux d'entraîner certains corps en se précipitant a été mise à profit depuis longtemps en chimie, notamment dans la préparation de la diastase [1]. Les mucilages des Champignons sont également entraînés par lui, tandis que le glycogène, s'il n'est pas en solution trop concentrée, reste dissous dans le liquide. Il est prudent, pour produire le précipité, de s'en tenir toujours à la proportion de 10 grammes environ de phosphate de sodium par litre de liquide employé, soit 1 %. Lorsque ce sel se trouve dans la proportion de 5 à 10 %, sa précipitation brusque et complète par le chlorure de calcium occasionne une perte très notable de glycogène.

Nous nous sommes assuré qu'une solution de glycogène hépatique à 1 %, additionnée de 1 % de mucilages extraits du Bolet, donne, par l'addition de deux volumes d'alcool absolu, un précipité blanc, en longs filaments gélatineux, brunissant fortement par l'iodure de potassium iodé, qui se réunissent à la surface du liquide. Les mucilages et le glycogène ont donc été précipités simultanément. Mais si, avant de précipiter par l'alcool, on soumet la solution au traitement par le phosphate de soude et le chlorure de calcium indiqué plus haut, le liquide, après filtration, donne, par l'addition de deux volumes d'alcool absolu, un précipité blanc, grumeleux, ayant l'aspect et les caractères du précipité de glycogène typique, et dont le poids est très peu inférieur à celui de la substance contenue primitivement dans le liquide.

Beaucoup de corps précipitent les mucilages : l'alcool, l'acide acétique, les oxydes alcalino-terreux, les solutions basiques ou neutres de beaucoup de sels métalliques, etc. Nous avons essayé l'action de tous ces corps, en variant la concentration ou en fractionnant la précipitation. Mais chaque fois que les mucilages se précipitaient, ils entraînaient le glycogène avec eux, sans que jamais il ait été possible de redis-

[1] Ad. Wurtz, *Dictionnaire de Chimie*, t. I, 2e partie, p. 1148, à l'article *Diastase*.

soudre uniquement l'un des deux corps. Le procédé au phosphate de calcium est le seul qui nous ait réussi.

La méthode des précipitations fractionnées par l'alcool a été également employée par nous, sans grand succès. On arrive par ce moyen à une séparation relative du glycogène, mais jamais complète. Il y a une grande perte de produit, et le résultat final est peu satisfaisant.

Revenons au traitement du liquide après la précipitation, plusieurs fois répétée, de phosphate de chaux. Son volume est très considérable, et une grande partie des mucilages ayant été enlevée, ce qui reste n'est plus entraîné, à cause de la trop grande dilution. Il est donc nécessaire maintenant de concentrer la solution. Précipiter le glycogène impur par deux volumes d'alcool demanderait une trop grande quantité de ce dernier produit. On pourrait employer l'évaporation, mais la quantité d'eau à chasser nécessiterait une ébullition prolongée, à laquelle il est préférable de ne pas recourir, afin d'empêcher une modification possible du glycogène. Le procédé de Landwehr nous permet de tourner la difficulté. On ajoute au liquide une solution concentrée de perchlorure de fer (10 à 15 centimètres cubes par litre) et on y verse de l'ammoniaque en excès. Il se produit un précipité volumineux d'hydrate ferrique qui entraîne le glycogène et les mucilages. On le recueille, on le lave à l'eau et on le redissout ensuite dans l'acide chlorhydrique dilué. On étend la solution d'eau jusqu'à ce qu'elle ne soit plus trop visqueuse, et on ajoute deux volumes d'alcool ordinaire. On précipite ainsi en même temps le glycogène et les mucilages. Le précipité, lavé à l'alcool à 60° pour enlever le sel de fer, est redissous dans une quantité d'eau égale environ au quart du liquide primitif. Dans cette solution, on produit à nouveau le précipité de phosphate de chaux, une ou deux fois. Le glycogène (non encore complètement pur) est de nouveau séparé par le perchlorure de fer et l'ammoniaque, puis par l'alcool fort. L'aspect du glycogène précipité par l'alcool permet de s'assurer de sa pureté relative. S'il est encore très mucilagineux, en filaments, on le purifiera de retour par le phosphate de chaux, avant de le soumettre au traitement suivant.

Le glycogène, ainsi privé de la plupart de ses impuretés, est dissous dans dix à vingt fois son poids d'eau distillée. A cette solution, on ajoute du chlorure de sodium à saturation. Dans ce liquide saturé, on fait dissoudre jusqu'à refus, à la température ordinaire, du sulfate d'ammonium. Le liquide est ensuite placé dans un endroit frais pendant quelques jours, pour laisser se déposer le précipité mucilagineux qui se forme sous l'influence des sels dissous. Si l'on essaie de filtrer immédiatement le liquide, le précipité se colle au filtre, obstrue tous les pores et empêche la filtration. C'est pourquoi il est préférable de décanter au bout d'un certain temps le liquide clair et de filtrer le reste, qui passe alors plus facilement, parce que le précipité s'est réuni en une masse compacte.

Ce traitement met à profit la propriété de certains sels de précipiter, en solution concentrée, les hydrates de carbone, étudiée par Pohl [1]. Les mucilages sont en général plus facilement précipitables par les sels que le glycogène. Les mucilages de Bolet, en particulier, sont déjà partiellement séparés par le chlorure de sodium à saturation, et complètement par le sulfate de magnésium à saturation, ou le sulfate d'ammonium non saturé. Le glycogène, lui, est insoluble dans le sulfate de magnésium ou dans le sulfate d'ammonium saturés. La précipitation n'est pas indépendante de la teneur du liquide en hydrate de carbone, et elle est d'autant plus rapide que la solution est plus concentrée.

Après un grand nombre d'essais, nous nous sommes donc arrêté au mode opératoire qui vient d'être décrit et qui nous avait donné les meilleurs résultats, en opérant sur des mélanges de glycogène du foie et de mucilages de Bolet. Le sulfate d'ammonium précipite les mucilages plus rapidement que le glycogène, pour la précipitation duquel il doit être presque à saturation. Si sa concentration est moyenne, il ne sépare qu'une partie des mucilages, et à mesure que la teneur en sel augmente, les mucilages deviennent insolubles en plus

[1] JUL. POHL, *Ueber die Fällbarkeit colloider Kohlenhydrate durch Salze* (ZEITSCH. F. PHYSIOL. CHEMIE, Bd XIV, S. 151).

grande quantité, mais entraînent du glycogène, qui commence à se précipiter. Par contre, le glycogène reste dissous, si à sa solution préalablement saturée de chlorure de sodium, on ajoute du sulfate d'ammoniaque, même en excès. La raison de ce fait est que, dans la solution saturée de chlorure de sodium, le sulfate ammonique ne peut plus se dissoudre en aussi grande quantité; son pouvoir de dissolution est diminué environ de moitié. Le liquide renferme donc trop peu du sel d'ammonium pour rendre insoluble le glycogène, mais assez pour précipiter les mucilages, et ceux-ci, probablement à cause du chlorure de sodium, sont séparés plus complètement.

Pour retirer le glycogène de cette solution saline, on ne peut employer l'alcool qui précipiterait en même temps les sels. A la rigueur, il suffirait de diluer le liquide et de séparer le glycogène par l'hydrate ferrique.

Mais il est préférable d'avoir recours à un moyen qui permet une purification plus complète. On sait, en effet, que le glycogène forme avec l'iode un composé appelé généralement « iodure de glycogène », analogue à celui que l'amidon forme avec le même métalloïde. Ce composé, soluble dans l'eau comme l'iodure d'amidon, possède, ainsi que lui, la faculté d'être précipité par l'addition de sels. Cette propriété nous a servi pour séparer le glycogène de la solution saline saturée.

Préalablement, nous nous sommes assuré des caractères de cette précipitation. Nous avons pu constater que, mélangé aux mucilages de Bolet, le glycogène en solution saline était précipité seul par l'iode. Les mucilages restaient en solution dans le liquide.

On ajoute donc à la liqueur saline saturée le dixième environ de son volume d'eau et l'on y verse ensuite une solution d'iode assez concentrée (iode, 5 ; iodure de potassium, 10; eau, 100), saturée de chlorure de sodium au moment de l'emploi. Il faut verser rapidement la solution d'iode et en excès, de façon que le liquide, après la précipitation, soit fortement coloré en brun. S'il n'y a pas un grand excès d'iode, le glycogène ne se sépare que très incomplètement et une grande

partie de l'iode se dépose en cristaux, à cause de la concentration de la solution saline. C'est afin de rendre plus complète la précipitation du glycogène que le liquide iodé doit être additionné de chlorure de sodium.

En opérant avec soin, tout l'iodure de glycogène se précipite. On décante au bout d'une heure environ, on recueille le précipité sur un filtre et on le lave avec une solution d'iode à 1 % saturée de sel de cuisine. On le dissout ensuite dans l'eau distillée, et après décoloration au moyen d'acide sulfureux ou d'un sulfite, on filtre, puis on ajoute deux volumes d'alcool absolu au liquide filtré. Le glycogène se dépose. Mais, comme il renferme généralement une proportion assez forte de sels et qu'il est parfois légèrement coloré, il est nécessaire de le reprécipiter par l'alcool absolu à plusieurs reprises.

Il peut arriver que le glycogène reste néanmoins faiblement coloré. Dans ce cas, on obtiendra un produit très blanc en le redissolvant dans l'eau et produisant, une ou deux fois, dans cette solution, un précipité de phosphate de calcium, en prenant soin de ne pas dépasser la dose de $1/2$ % de phosphate de sodium. On filtre et on traite par deux volumes d'alcool absolu, plusieurs fois. Le précipité de glycogène est enfin lavé à l'alcool à 60°, puis à l'alcool absolu, et séché dans le vide à la température ordinaire.

Brücke recommande de laver à l'éther le glycogène précipité par l'alcool. Pour le produit végétal, ce lavage est inutile, et il est préférable de le supprimer. L'éther du commerce est rarement anhydre et renferme généralement des traces d'acide provenant de sa fabrication, qui se fixent sur le glycogène, nécessitant ensuite de nombreux lavages à l'alcool absolu.

On remarquera que nous n'avons pas fait usage, dans l'extraction, de l'iodure double de mercure et de potassium. Il n'était d'aucune utilité ici. Les albuminoïdes sont en faible quantité dans les liquides d'extraction, et déjà après le premier traitement par le phosphate de soude et le chlorure de calcium, le sel de mercure ne donne plus aucun précipité.

Notre procédé d'extraction est très compliqué; mais ce n'est

qu'en multipliant les manipulations comme nous l'avons fait, en mettant à profit tous les moyens qui permettaient une séparation plus ou moins entière des mucilages, que nous sommes arrivé à extraire du Bolet un produit présentant une similitude complète avec le glycogène typique.

Lorsque l'on opère sur d'autres Champignons, ces manipulations peuvent être parfois considérablement simplifiées, surtout si l'espèce est peu mucilagineuse. Dans l'extraction du glycogène de l'*Amanita muscaria*, les quantités de liquide à employer doivent être beaucoup moins considérables, et quelques précipitations par le phosphate de sodium et le chlorure de calcium suffisent généralement. 100 grammes de poudre sèche du Champignon sont épuisés par 2 litres d'eau, en moyenne, à l'ébullition, ce qui donne un liquide renfermant un peu plus de 1 °/₀ de glycogène et dans lequel le précipité de phosphate de calcium n'entraînera qu'une faible proportion de ce corps. A deux reprises, on provoque la formation du sel de chaux insoluble, en opérant comme il a été dit plus haut au sujet du Bolet. Après filtration, on sépare le glycogène au moyen de l'hydrate ferrique. Par l'alcool, on le débarrasse ensuite du fer, et après redissolution dans l'eau distillée, on le sature de chlorure de sodium et de sulfate d'ammonium. Si les sels ne produisent pas de trouble notable, on précipite immédiatement le glycogène par l'iode. Si, au contraire, les sels rendent la solution plus ou moins opaque, on laisse reposer quelques jours, on filtre et on emploie l'iode comme précédemment.

Le glycogène, après sa séparation par l'alcool, reste en général quelque peu coloré chez l'*Amanita*. Cette coloration est due sans doute aux produits bruns ou noirs, très peu connus, qui se forment chez beaucoup de Champignons au contact de l'air et qui se fixent sur le glycogène. Les précipitations répétées par l'alcool absolu ne parviennent pas à enlever ces corps, et il faut de toute nécessité avoir de nouveau recours au précipité de phosphate de calcium, grâce auquel le glycogène est privé de ces impuretés. Le glycogène d'*Amanita* a une ten-

dance à se précipiter moins vite par l'alcool absolu que celui du Bolet, et le précipité forme une masse plus compacte au fond du récipient.

L'extraction du glycogène du *Phallus impudicus*, soigneusement privé de ses couches mucilagineuses, ne présente aucune difficulté particulière, et elle est plus aisée que celle de l'*Amanita*. Le procédé à suivre est le même, et le produit obtenu présente, dans sa précipitation par l'alcool absolu, les mêmes caractères que chez le Bolet.

Quelques rares Champignons sont pour ainsi dire privés de mucilage, comme par exemple le *Peziza vesiculosa*, qui a servi aux premières extractions de glycogène faites par Errera. Dans ce cas, le procédé opératoire peut être considérablement simplifié, et déjà la méthode de Brücke seule peut donner de bons résultats.

Pour plus de clarté, résumons succinctement le mode opératoire que nous avons suivi avec tous les Champignons mucilagineux. Les matériaux bien séchés sont pulvérisés le plus finement possible, et la poudre obtenue est épuisée à l'eau bouillante légèrement alcaline. Dans ce liquide, préalablement neutralisé, on produit, à plusieurs reprises, un précipité pas trop abondant de phosphate de calcium qui enlève peu à peu la plus grande partie des mucilages. Après filtration, on sépare le glycogène au moyen du précipité d'hydrate ferrique et on le redissout dans une quantité d'eau pas trop grande. Cette solution glycogénique assez concentrée est alors saturée de chlorure de sodium, puis de sulfate d'ammonium et laissée en repos quelques jours, afin de permettre le dépôt des matières mucilagineuses insolubles dans cette solution saline. On filtre, et dans la liqueur filtrée, on sépare le glycogène au moyen d'une solution assez concentrée d'iode dans l'iodure de potassium, sous forme d' « iodure de glycogène » insoluble dans les solutions salines concentrées. Les matières mucilagineuses et gommeuses que les deux traitements précédents n'avaient pas éliminées, restent cette fois en solu-

tion. L' « iodure de glycogène » est dissous dans l'eau distillée, décoloré par l'acide sulfureux, et le glycogène est précipité par l'alcool. On le purifie ensuite par des précipitations répétées à l'alcool absolu.

Dans nos essais préliminaires, de même que dans les recherches comparatives dont nous parlerons plus loin, nous avions besoin d'une certaine quantité de glycogène animal. Nous avons préparé celui-ci en partant du foie de lapin et des moules. L'extraction a été faite par la méthode de Brücke, qui donne les meilleurs résultats avec les tissus animaux. Notre procédé, en effet, ne s'applique pas à ceux-ci, qui sont toujours très peu riches en matières hydrocarbonées, autres que le glycogène.

III.

EXTRACTION CHEZ LES LEVURES.

Nous venons de voir, à propos des Champignons proprement dits, les nombreuses difficultés qui se présentent chez certains d'entre eux dans l'extraction de leur glycogène. Suivant les espèces, le procédé que nous avons indiqué doit être suivi plus ou moins complètement, et si chez le Bolet il demande à être appliqué dans toute sa rigueur, chez le *Peziza*, au contraire, il peut être presque négligé et la méthode si simple de Brücke permet déjà d'obtenir un produit pur.

Il en est souvent ainsi, d'ailleurs, dans les recherches de chimie physiologique où une même méthode d'extraction ne peut s'appliquer indistinctement à tous les organismes, et où chaque cas spécial exige un traitement approprié.

Les Levures, dont les propriétés et le mode de végétation diffèrent à tant d'égards de ceux des autres Champignons, présentent toutefois comme eux de grandes difficultés au point de vue de l'extraction de leur glycogène. Leurs cellules sont de dimensions très restreintes, à parois très résistantes, et le glycogène n'y est pas également abondant à tous les stades de végétation. En outre, à côté de cet hydrate de carbone, elles en

renferment d'autres, également solubles dans l'eau, et que l'alcool précipite.

Il en résulte que tout procédé d'extraction doit satisfaire essentiellement aux trois conditions suivantes : matériaux riches en glycogène, nécessité absolue de briser les cellules, séparation indispensable des gommes et des mucilages.

Ces divers points n'ont pas toujours été observés avec la rigueur désirable; aussi n'est-il pas étonnant de constater que maintes fois le produit extrait consistait en glycogène très impur. Ce n'est que dernièrement qu'un glycogène qui semble pur a été extrait par Cremer [1]. Dans sa note préliminaire, cet auteur n'entre dans aucun détail sur les précautions qu'il a prises. Il dit uniquement qu'il s'est servi de la méthode de Brücke, complétée par des précipitations fractionnées par l'alcool. Les caractères du produit qu'il a isolé concordent avec ceux du glycogène typique, et les résultats de ses recherches confirment en tous points les conclusions d'Errera.

Il y a peu de temps a paru un travail de A. Koch et Hosaeus [2] dans lequel ces auteurs mentionnent une extraction de glycogène des Levures. Ils ne semblent pas s'être préoccupés d'obtenir un produit très pur. Cependant, ils ont tenté de nourrir fortement leurs Levures, mais le procédé qu'ils ont employé ne pouvait leur donner que de mauvais résultats, et effectivement, ainsi qu'ils le reconnaissent, les cellules ne donnaient qu'une faible réaction par l'iode. Néanmoins, ce sont ces matériaux, très pauvres en glycogène, qui leur ont servi à l'extraction de ce corps. Ils n'ont pas cherché à broyer les cellules et les ont soumises uniquement à la méthode de Brücke, considérant comme vrai glycogène le produit obtenu finalement par l'addition de deux volumes d'alcool à 93°. Ils ne se sont pas inquiétés de la présence probable de la « gomme de Levure » dont l'existence, déjà mise en évidence par les travaux de Béchamps, Loew et

[1] M. Cremer, *Demonstration des Hefeglykogens in den Zellen und als Präparat* (Münchener medicin. Wochenschrift, n° 26, 1894).

[2] Alf. Koch und Hans Hosaeus, *Das Verhalten der Hefen gegen Glykogen* (Centralblatt für Bakt. und Parasit., Bd XVI, n° 4-5, S. 153).

Naegeli, a été confirmée par les recherches de Hessenland [1] et de Salkowski [2]. Les corps isolés par ces deux derniers auteurs semblent être identiques, malgré quelques très légères divergences dans les caractères chimiques, et surtout dans la composition centésimale admise par chacun d'eux. Quoi qu'il en soit, cette gomme de Levure est une espèce chimique nettement distincte, par ses caractères, du glycogène typique.

Les conditions les plus favorables pour obtenir des Levures riches en glycogène ont été indiquées avec beaucoup de soin par Laurent [3]. En moût de bière, ou bien en liquide de touraillon, additionné de 12 °/o de saccharose et à la température de 28°, la Levure se développe avec vigueur et est gorgée de glycogène en très peu de temps. Si on laisse la croissance se continuer, le liquide nutritif s'épuise peu à peu, et la Levure, au bout de deux ou trois jours, finit par consommer ses propres réserves.

A plusieurs reprises, nous avons répété avec succès, sur diverses Levures de boulangerie et de brasserie, le procédé indiqué par Laurent. Dans quelques cas cependant, nous avons observé que certaines Levures de boulangerie, trop âgées ou mal conservées, se développaient d'une façon peu active et n'accumulaient que de faibles quantités de glycogène.

Afin d'éviter cet inconvénient, nous avons jugé préférable de préparer nous-même la quantité de Levures nécessaire à nos expériences définitives. Cette précaution nous a paru d'autant plus indispensable que la Levure de boulangerie renferme généralement de l'amidon, et nous tenions à écarter le plus soigneusement possible la présence de toute trace de ce

[1] FRITZ HESSENLAND, *Sur la composition de la gomme de Levure* (ZEITSCH. DES VEREINS FÜR DIE RUBENZUCKERINDUSTRIE DES DEUTSCHEN REICHS, 1892, S. 671).

[2] E. SALKOWSKI, *Ueber Fermentation Processe in den Gewebe* (DU BOIS REYMOND'S ARCHIV, 1890, S. 554). — *Ueber die Kohlenhydrate der Hefe* (BER. D. D. CHEM. GES., Bd XXVII, S. 497).

[3] EM. LAURENT, *Recherches physiologiques sur les Levures* (ANN. DE LA SOC. BELGE DE MICROSCOPIE, t. XIV, pp. 31-120).

corps. Car, dans des extractions préliminaires, nous avions remarqué que le glycogène de Levure donnait avec l'iode une coloration plus violacée que le glycogène des animaux ou des Champignons. Cette teinte pouvait être attribuée à des traces d'amidon, et il était donc opportun d'opérer en l'absence absolue de ce corps.

Pour cultiver nos Levures, nous avons d'abord préparé une assez grande quantité de moût de malt, obtenu par la saccharification du malt moulu, dans cinq fois son poids d'eau à la température de 65° à 70°. Lorsque tout l'amidon eut été transformé et que le liquide, passé à la toile, ne donnait plus qu'une teinte jaune par l'addition d'iode, le moût a été porté à l'ébullition, puis filtré.

A une petite quantité de ce moût, on ajoute un peu de Levure provenant d'une culture pure ou bien de Levure de brasserie de bonne qualité et non chargée d'amidon. On place à la chambre thermostatique à 30° pendant un jour. Au bout de ce temps, la Levure a poussé vigoureusement et s'est déposée. On décante le liquide surnageant que l'on remplace par du moût frais. Cette opération est renouvelée chaque jour en augmentant progressivement la proportion du liquide au fur et à mesure que le dépôt de Levure devient plus considérable. Lorsque l'on a ainsi obtenu une quantité de cellules de Levure suffisante pour les recherches que l'on désire entreprendre, il ne reste plus qu'à la faire se gorger de glycogène. A cet effet, on verse après décantation, sur le dépôt de Levures, du moût additionné cette fois de 12 °/₀ de saccharose, et en quantité telle qu'il y ait toujours au moins 1 litre de liquide sucré par 50 centimètres cubes de Levure humide. On laisse à 30° comme précédemment. Une fermentation active ne tarde pas à se manifester, et au bout de quelques heures, toutes les cellules de Levure sont bourrées de glycogène. Le maximum est atteint en cinq heures environ et se maintient durant cinq à dix heures.

En opérant de la façon que nous venons d'indiquer, on peut être chaque fois assuré d'un rendement considérable en glycogène. Ce mode opératoire a surtout pour but d'habituer peu à

peu les Levures au milieu nutritif employé, et d'exagérer, par ces cultures successives en liquide très nourricier et abondant, la tendance à former des réserves hydrocarbonées. La Levure s'adapte ainsi aux solutions dans lesquelles on la fait croître, et ce pouvoir d'accommodation rapide, sur lequel Laurent insiste [1], a été signalé et établi déjà, d'une manière positive, par Pasteur [2].

Aussitôt que les Levures se sont gorgées de glycogène dans le moût sucré à 30°, il importe d'empêcher la diminution progressive de ce corps, qui se produirait inévitablement si on laissait le Champignon continuer sa croissance. On peut avoir recours à la chaleur; on détruit ainsi en même temps les zymases que les cellules peuvent renfermer, et dont l'existence a été démontrée par Fernbach [3].

Si l'on désire éviter l'action de la chaleur, l'emploi du chloroforme permet également d'empêcher la disparition du glycogène. Quoique le chloroforme ne suspende pas l'action des ferments solubles [4], il est curieux de constater que les cellules de Levure anesthésiée conservent tout leur glycogène. Nous avons laissé à 30° pendant huit et quinze jours des Levures riches, en présence d'eau chloroformée, et au bout de ce temps, la coloration obtenue par l'iode dans les cellules n'avait guère changé. Cependant, le glycogène de Levure comme celui des Champignons, n'est pas réfractaire à l'action des diastases, et Cremer [5] a signalé que, sous l'influence de la salive, des Levures riches perdent en quelques heures tout leur glycogène. Avec la diastase du malt, la disparition se produit également très vite.

[1] E. Laurent, *loc. cit.*, p. 78.

[2] Pasteur, *Comptes rendus*, t LXXVIII, p. 217, 1874.

[3] Fernbach, *Sucrase de la Levure* (Ann. de l'Inst. Pasteur, t. IV, p. 641, 1890).

[4] E. Salkowski, *Du Bois Reymond's Archiv*, 1890, p. 554.

[5] M. Cremer, *Demonstration des Hefeglykogens in den Zellen und als Präparat* (Münchener medicin. Wochenschrift, n° 26, 1894). Nous avons répété cette expérience avec plein succès. En quelques heures, des cellules de Levure riches en glycogène placées dans de la salive à 30° ne donnaient plus de réaction brune par l'iode dans l'iodure de potassium.

Nous avons essayé l'extraction du glycogène chez des Levures tuées par la chaleur, et chez d'autres soumises à l'action du chloroforme. Le résultat a été le même dans les deux cas, et aucune différence n'a été constatée entre les deux produits obtenus. Par suite, nous pouvions choisir l'un ou l'autre moyen, et nous avons finalement adopté de préférence la chaleur, qui permettait de priver la Levure plus complètement des sels et des matières gommeuses.

Le moût sucré renfermant les Levures riches en glycogène est légèrement alcalinisé par de la potasse caustique et porté rapidement à l'ébullition. On laisse refroidir. Après le dépôt des cellules, on décante et on remplace le liquide par une solution à 1 % environ de potasse caustique. On chauffe de nouveau, on décante après refroidissement, et le même traitement est répété aussi longtemps que le liquide se colore d'une manière sensible. De cette façon, nous enlevons une assez grande partie de la gomme de Levure, sans subir de perte sensible en glycogène, qui, par suite de sa nature colloïdale, ne peut diffuser dans le liquide. Les levures sont ensuite lavées soigneusement à l'eau bouillante.

Maintenant se présente une des grandes difficultés de l'extraction : le broyage des cellules. A l'état humide, elles résistent énergiquement au pilon ; elles glissent sans se laisser écraser. En présence de sable, même très fin, le résultat n'est guère plus favorable, car les cellules sont beaucoup plus petites que les grains de sable, et le pilon frotte sur le sable entre lequel s'insinue la Levure. Sur une lame de verre, à la molette, procédé dont s'est servi Fernbach, le résultat est meilleur : beaucoup de cellules sont brisées, mais il faut un temps très long, et le rendement est trop peu considérable, surtout lorsqu'il s'agit d'une extraction de glycogène.

La pulvérisation de la Levure séchée n'est pas recommandable. La plupart des cellules restent intactes.

Après un grand nombre d'essais, nous avons finalement adopté le procédé suivant. Il consiste à former avec la Levure une masse sèche, compacte, assez dure, et à user lentement cette masse au moyen d'une meule.

Ce procédé nous a été inspiré par les travaux de Payen [1]. Dans ses recherches sur la composition des tissus végétaux, cet auteur, pour ouvrir les cellules d'Algues et éliminer entièrement leur contenu, les agglomérait humides par une pression graduée, desséchait ensuite la masse et la soumettait à l'action d'une lime. Nous avons essayé d'abord d'agglomérer les cellules de Levure en opérant suivant le procédé de Payen. Nous avons ainsi obtenu une masse très dure, d'aspect corné. Mais la lime n'entamait que peu de cellules, et la plupart étaient seulement séparées les unes des autres sans être ouvertes. En ajoutant de la gomme arabique, de la gélatine ou de la dextrine pour rendre plus forte l'adhérence des cellules les unes aux autres, le résultat restait sensiblement le même, et de plus, l'addition de ces substances était à éviter, car il eût été nécessaire d'en débarrasser ultérieurement le liquide. Ce motif nous a fait tenter l'emploi du silicate de potasse, qui ne présentait pas cet inconvénient. Mais ce corps donnait une masse tellement dure, que la lime parvenait à peine à l'entamer et nécessitait un frottement considérable, occasionnant une forte élévation de température qu'il fallait éviter. Afin de diminuer la trop grande dureté de la masse produite par le silicate alcalin, nous avons essayé de mélanger les Levures à diverses matières minérales plus ou moins friables, des silicates et des phosphates insolubles, du sable, de la magnésie calcinée, des carbonates alcalino-terreux, etc. La substance qui nous a donné les meilleurs résultats est la silice pulvérulente, obtenue par la précipitation d'un silicate soluble au moyen de l'acide chlorhydrique [2].

[1] PAYEN, *Composition du tissu des Cryptogames* (ANN. DES SC. NATURELLES : *Botanique*, 2e série, t. XIV, p. 88).

[2] Pour préparer cette silice pulvérulente, on chauffe dans une capsule de porcelaine la solution de silicate de soude du commerce diluée de quatre à cinq fois son volume d'eau, et on ajoute un excès d'acide chlorhydrique. On évapore à siccité, et on continue à chauffer quelques moments la poudre sèche. On la délaie ensuite dans de l'eau, et on la lave à l'eau froide jusqu'à ce que celle-ci ne précipite plus par le nitrate d'argent. La silice est alors définitivement séchée.

Le mélange de parties égales de cette silice précipitée et de carbonate de calcium précipité est tout aussi recommandable.

La Levure encore humide est additionnée d'un poids double du mélange qui vient d'être indiqué, et triturée très intimement. La poudre ainsi obtenue est fortement malaxée au mortier, en ajoutant de la solution de silicate de potasse du commerce en quantité suffisante pour obtenir une masse homogène, de la consistance du mastic des vitriers, à laquelle on donne la forme de parallélipipèdes ayant en moyenne 8 à 10 millimètres d'épaisseur. On laisse sécher à l'air libre très lentement, en humectant au besoin, avec du silicate de potasse très dilué, lorsque la dessiccation se produit trop vite, et que les masses ont une tendance à se fendiller. Au bout de cinq à huit jours, la masse est devenue dure, et l'on peut alors achever la dessiccation dans l'air sec vers 30° à 40°.

Le limage à la main de cette sorte de « pierre de Levure », comme on pourrait l'appeler, aurait exigé un temps trop long, et nous avons jugé préférable en tous points de le remplacer par l'action d'une petite meule en grès, mise en mouvement par un moteur à eau dont on pouvait régler la vitesse de rotation. Les « pierres de Levure », auxquelles nous avions donné la forme de petites briques, longues d'environ 10 centimètres, sur 4 centimètres de largeur et 8 millimètres d'épaisseur, étaient pressées contre la meule au moyen d'un contre-poids que l'on pouvait graduer à volonté, de manière à obtenir une pression constante. Dans cette opération, il faut éviter le plus complètement possible toute élévation de température, afin d'empêcher une modification quelconque du glycogène. La brique doit s'user très lentement. En général, la vitesse de rotation et la pression étaient réglées, dans nos expériences, de façon à n'user la brique que de 1 à 2 centimètres au maximum par heure, sans produire d'échauffement sensible. Celui-ci se révèle immédiatement par l'odeur de la poudre obtenue. Plus l'opération aura été lente, plus la poudre obtenue renfermera de cellules de Levure brisées. Le frottement modéré de la meule use, pour ainsi dire, les cellules, tandis

qu'une rotation rapide ne fait que les arracher, sans les ouvrir, et dans la poudre examinée au microscope, on aperçoit, dans le dernier cas, une grande quantité de cellules restées intactes.

Toute cette partie du traitement des Levures est très délicate et nécessite quelques tâtonnements, mais on arrive rapidement à obtenir une poudre riche en glycogène.

Celle-ci est alors mise à bouillir dans de l'eau en assez grande quantité (environ trois ou quatre fois son poids) pendant quelques instants. Le résidu est repris une ou deux fois par de l'eau bouillante et tous les liquides sont réunis. La réaction est ici nettement alcaline, à cause du silicate de potasse qui renferme toujours un excès de base. On neutralise ensuite au moyen d'acide chlorhydrique dilué, et le liquide est alors soumis à un traitement analogue à celui du Bolet. Sans s'inquiéter de son aspect très trouble, on y produit un précipité de phosphate de calcium, en ayant soin de ne jamais employer une quantité de phosphate de sodium cristallisé supérieure à 1 °/ₒ du liquide en expérience. On répète plusieurs fois ce traitement en observant les précautions qui ont été indiquées antérieurement. En se précipitant, le phosphate de calcium entraîne les gommes ou mucilages de Levure. Mais en même temps, ceux-ci se chargent d'une quantité de glycogène qui n'est pas négligeable ; de sorte que la précipitation du sel de calcium qui, chez le Bolet, n'occasionnait qu'une perte relativement faible, produit ici un déficit assez appréciable. Cet entraînement du glycogène de Levure par le phosphate de chaux, n'est pas dû à ce qu'il pourrait être différent du glycogène typique, mais bien à ce qu'il se trouve en présence de corps particuliers, les « gommes de Levure » qui, en se précipitant, l'enlèvent partiellement au liquide.

Lorsque le phosphate de chaux n'entraîne plus de gommes, sa précipitation se fait sans perte notable de glycogène.

Dans le liquide assez dilué et contenant le glycogène, on sépare celui-ci par l'alcool ou par le précipité d'hydrate ferrique. Le glycogène ainsi obtenu est redissous dans l'eau et précipité par l'iode, en présence des sels à saturation, comme chez le Bolet.

Le glycogène est alors précipité par l'alcool absolu à plusieurs reprises. S'il reste légèrement coloré, on pourra facilement l'obtenir très blanc, en produisant dans sa solution un faible précipité de phosphate de chaux. Après séparation du phosphate par filtration, on précipite par deux volumes d'alcool absolu une ou plusieurs fois. On lave enfin à l'alcool à 60°, puis à l'alcool absolu, et on fait sécher dans le vide à la température ordinaire.

Il est inutile de laver à l'éther le glycogène extrait par ce procédé.

L'emploi de l'iodure double de mercure et de potassium est complètement superflu. Après la première précipitation par le phosphate de soude et le chlorure de calcium, le sel double de mercure et de potassium ne produit plus le moindre trouble dans les liquides et il est sans action sur les gommes de Levure.

IV.

PROPRIÉTÉS DU GLYCOGÈNE.

§ 1. *Caractères généraux.* — Le glycogène séché dans le vide se présente sous forme d'une poudre blanche, amorphe, insipide, plus ou moins compacte. Il se dissout dans l'eau froide en donnant une liqueur opalescente qui s'éclaircit considérablement par l'addition de potasse caustique ou d'acide acétique. C'est un hydrate de carbone répondant à la formule $6(C^6H^{10}O^5) + H^2O$.

L'alcool ainsi qu'un certain nombre de sels et d'hydrates minéraux le précipitent de ses solutions.

Il ne réduit pas les solutions alcalines des sels de cuivre, de bismuth ou de mercure, mais il acquiert cette propriété après avoir été chauffé avec les acides minéraux. Sous l'influence des ferments diastasiques, il se transforme en un corps réduisant la liqueur de Fehling, qui est probablement de la maltose.

Le glycogène agit sur la lumière polarisée et la dévie forte-

ment à droite. Errera [1] a confirmé cette propriété pour le glycogène des Champignons.

Un des caractères principaux de cet hydrate de carbone est la coloration brun-rouge ou brun-violet qu'il prend par l'addition d'iode en présence d'iodure de potassium. Cette coloration disparaît par la chaleur, pour reparaître par le refroidissement.

Il n'existe pas de différences marquées dans la composition et les propriétés du glycogène extrait des muscles, du foie ou des autres organes des animaux [2], mais on observe de légers écarts, comme nous allons le voir. Nous verrons également que les caractères du glycogène des Champignons ou des Levures sont semblables à ceux du glycogène animal, et nous examinerons dans ce chapitre les diverses propriétés des produits que nous avons isolés, en consacrant toutefois un chapitre spécial à l'étude très importante de l'action de l'iode.

La plupart des essais ont été faits à la fois sur nos divers glycogènes extraits de l'*Amanita*, du Bolet, du *Phallus*, des Levures, du foie de lapin et de moules.

§ 2 *Différences dans l'aspect du glycogène suivant l'origine et le mode opératoire.* — Si le glycogène doit toujours être amorphe et blanc, sans teinte plus ou moins jaunâtre, ce qui serait un indice de l'existence d'impuretés, son aspect présente parfois des variations assez considérables : tantôt c'est une poudre légère, neigeuse, tantôt c'est une poudre compacte, rappelant l'amidon sec.

En général, on obtient le glycogène sous forme d'une poudre légère, en précipitant sa solution, pas trop concentrée, par deux volumes d'alcool absolu qui le sépare en grumeaux légers, blancs, se déposant assez lentement. L'allure de la précipitation permet aussi de juger de la pureté du corps. Lors-

[1] ERRERA, *L'épiplasme des Ascomycètes.*

[2] HOPPE-SEYLER, *Handbuch der physiol. und pathol. chemischen Analyse,* 6ste Auflage, 1893, S. 75.

que le glycogène est pur, les grumeaux ne s'accolent pas et n'adhèrent pas, ou en très petit nombre, aux parois du vase. Mais dès que des matières gommeuses ou mucilagineuses s'y trouvent mélangées, même en faible quantité, le précipité, au lieu d'être grumeleux et opaque, se présente en longs filaments mucilagineux, assez transparents, qui adhèrent très fréquemment au verre.

Suivant l'origine, de petites différences peuvent souvent être remarquées dans la manière d'être en présence de l'alcool. Le glycogène hépatique se précipite d'habitude plus facilement que celui des muscles; mais il n'en est pas toujours ainsi, et parfois il exige l'addition d'une grande quantité d'alcool ou mieux d'un mélange d'alcool et d'éther. Nous avons observé la même chose, quoique à un degré moindre, chez les Champignons. Suivant l'espèce, la précipitation se fait plus ou moins bien. Le glycogène de Bolet est complètement précipité par deux volumes d'alcool, tandis que celui d'*Amanita* exige une quantité d'alcool plus considérable.

On peut à volonté faire varier l'aspect du glycogène précipité, en versant l'alcool lentement ou brusquement, en opérant sur des solutions plus ou moins diluées, et surtout en modifiant la température à laquelle se fait la précipitation. Le glycogène séparé à chaud est plus compact et il se dépose parfois sous forme d'une masse d'apparence gommeuse qui adhère fortement au fond du récipient.

§ 3. *Nécessité des sels pour la précipitation.* — La précipitation du glycogène par l'alcool nécessite la présence dans le liquide d'une petite quantité de sel. Külz a signalé le premier cette particularité. Lorsque le glycogène est très pur et lorsqu'il a été à plusieurs reprises redissous et précipité, l'addition de deux volumes d'alcool absolu à sa solution la rend très laiteuse, mais sans amener la séparation du glycogène, même au bout de plusieurs jours. Dès que l'on ajoute à ce liquide une faible quantité d'un sel, du chlorure de sodium par exemple, tout l'hydrate de carbone se dépose en très peu d'instants. Des

échantillons de tous nos glycogènes ont présenté ce caractère, que l'on considère parfois comme un indice de grande pureté du glycogène; mais nous avons pu constater le même phénomène chez les mucilages du Bolet, et nous estimons que chez beaucoup de colloïdes la présence de sels est indispensable pour obtenir une précipitation par l'alcool.

Le glycogène précipité par deux volumes d'alcool absolu doit être soigneusement lavé à l'alcool anhydre, avant sa dessiccation, de façon à lui enlever autant que possible toute l'eau qu'il renferme. On le sèche ensuite dans le vide, à la température ordinaire, en présence d'acide sulfurique concentré. Lorsqu'il est humide, on ne peut le sécher à l'étuve, car, sous l'action de la chaleur, il se dissout dans l'eau qu'il renferme encore et prend l'aspect d'une masse dure, translucide, d'aspect gommeux, qui ne se redissout qu'avec lenteur dans l'eau.

§ 4. *Absence d'azote et de cendres.* — Le glycogène pur ne renferme pas d'azote et l'on doit toujours faire la recherche minutieuse de ce dernier corps, dont la présence serait l'indice de l'existence de matières étrangères, surtout de nature protéique. Le glycogène animal, qui se trouve dans les tissus à côté de quantités considérables de substances albuminoïdes, peut, lorsque la méthode de Brücke n'a pas été rigoureusement suivie, être mélangé d'une partie de ces substances. Chez les végétaux, l'albumine étant moins abondante et la grande quantité d'autres matières hydrocarbonées exigeant de nombreuses purifications qui séparent en même temps les matières protéiques, le glycogène obtenu est rarement mélangé de produits azotés.

Nous avons recherché l'azote, dans nos divers glycogènes, au moyen du potassium métallique et d'un mélange d'un sel ferreux et d'un sel ferrique en présence d'acide chlorhydrique dilué. Tous nos essais ont été négatifs.

Normalement, le glycogène devrait être exempt de cendres, mais en réalité il ne l'est jamais, et l'impossibilité d'obtenir un

produit qui ne laisse aucun résidu à la calcination, est en corrélation avec la nécessité de la présence d'une faible quantité de sels pour obtenir la précipitation par l'alcool.

La quantité de cendres que peut laisser la glycogène à la calcination est des plus variables; pour la réduire au minimum, il faut multiplier les précipitations par l'alcool. A la suite de cinq ou six précipitations successives, le glycogène animal ne laisse qu'un résidu insignifiant à la calcination, environ $^1/_2$ °/₀₀. Un tel glycogène en solution aqueuse n'est plus précipité par l'alcool, et sa séparation exige l'addition d'une faible quantité de chlorure de sodium. Le glycogène de lapin que nous avons préparé avait cette faible teneur en sels, de même que celui de Bolet. Mais pour obtenir ce résultat avec le glycogène végétal, le nombre des précipitations par l'alcool doit être beaucoup plus considérable, parce que dans l'extraction il est fait usage d'une grande quantité de divers sels, dont on débarrasse difficilement l'hydrate de carbone. Ce sont surtout des sels de calcium, et particulièrement le sulfate, qui accompagnent ici le glycogène. Ces sels se redissolvent dans l'eau avec lui, et comme lui l'alcool les précipite.

Le glycogène d'*Amanita* renfermait 0.315 °/₀ de cendres. Celui de Levure, que nous avons extrait à deux reprises, en contenait, dans la première extraction, environ 1 °/₀, et dans la seconde, 3.15 °/₀.

§ 5. *Nature de la solution : pseudo-solution. Opalescence.* — La solubilité du glycogène dans l'eau n'est qu'apparente; et si, au cours de l'exposé de ces recherches, à défaut d'une expression plus convenable, nous avons constamment employé le terme de « solution de glycogène », celui-ci ne doit cependant pas être pris au sens exact du mot. En réalité, il s'agit ici d'une solution apparente, de ce qu'on peut appeler une « pseudo-solution ». Les molécules de glycogène ne sont pas dissoutes dans l'eau : elles y sont plutôt comme gonflées ou distendues et y forment une sorte d'émulsion, dont les éléments en suspension se trouvent dans un état de division

extrême. A cet état, ils sont invisibles, même aux plus forts grossissements, peuvent traverser facilement les filtres les plus serrés, mais les membranes perméables les retiennent.

Errera [1] a insisté sur ce fait qui présente une très grande importance au point de vue physiologique et chimique. Il rappelle les démonstrations faites par Brücke, puis par Boehm et Hoffmann, de cette fausse solubilité du glycogène. « Brücke, dit-il, l'a prouvée en montrant que la prétendue » solution diffuse la lumière et que cette lumière est polarisée, » absolument comme lorsque de petites particules solides, » réfléchissantes sont suspendues dans l'eau. Boehm et Hoff- » mann en ont aussi donné une élégante démonstration, » fondée sur ce que les solutions de glycogène enlèvent aux » globules sanguins leur matière colorante comme le fait l'eau » pure, tandis que les solutions salines ou sucrées laissent les » globules colorés. »

Les pseudo-solutions de glycogène sont opalescentes, et ce phénomène s'observe déjà très nettement avec des solutions à 1 °/₀₀. Faut-il considérer cette opalescence comme une propriété propre à toutes les sortes de glycogènes? Nous ne le pensons pas; et quoique ce caractère soit des plus fréquents, nous admettons cependant qu'il puisse faire défaut dans certains cas. Si l'existence de l'achrooglycogène de Boehm et Hoffmann a été mise en doute, il ne doit pas en résulter qu'un corps privé d'opalescence en solution aqueuse ne puisse être toutefois considéré comme un glycogène.

Les solutions de nos glycogènes des Champignons étaient toutes très opalescentes, et à égale concentration il n'était pas possible de les distinguer des solutions de glycogènes animaux. Mais en ce qui concerne le glycogène de Levure, nous avons constaté une différence très sensible. Sa solution est d'une opalescence très faible, que l'on peut évaluer à environ le quart de celle des autres solutions. A deux reprises, nous avons extrait le glycogène des Levures, et les deux fois, le produit obtenu

[1] L. Errera, *L'épiplasme des Ascomycètes*, etc., pp. 70 et suiv.

montrait la même opalescence très faible. Celle-ci ne peut pas être attribuée à des impuretés : elle pourrait avoir pour cause une légère modification du produit au cours de l'extraction ; mais il est à remarquer que le procédé d'extraction a été le même que pour les autres glycogènes. En outre, les essais que nous avons tentés dans le but d'extraire de ce glycogène un produit plus opalescent, ne nous ont donné aucun résultat, et nous sommes donc porté à admettre que le glycogène des Levures est beaucoup moins opalescent que les autres.

Cette opalescence peut d'ailleurs disparaître chez certains glycogènes. En ce qui concerne la Levure, au bout de quelques jours la solution a perdu toute opalescence, les autres caractères n'ayant pas changé. Cette disparition se fait en l'absence de tout organisme vivant. Les solutions des autres glycogènes conservent leur opalescence un temps plus ou moins long. Au bout de plusieurs mois, elle commence à faiblir chez l'*Amanita*, tandis que le Bolet ou le lapin restent très longtemps sans changement. Mais cette disparition de l'opalescence peut aussi se produire avec le glycogène conservé à l'état sec, et nous avons nous-même observé ce fait sur du glycogène de lapin qui était resté en flacon pendant plus d'un an et demi. Ce glycogène était très faiblement acide et sa solution ne présentait plus la moindre opalescence, alors qu'au début ce phénomène se manifestait de la manière la plus nette. A part cela, tous les autres caractères étaient restés les mêmes, et il n'y a aucune raison, nous semble-t-il, pour ne plus considérer ce corps comme du glycogène.

On sait que l'addition de potasse caustique ou d'acide acétique fait disparaître l'opalescence des solutions de glycogène. Mais cette disparition n'est pas complète; en outre, elle n'est pas définitive, car si l'on neutralise ensuite la solution, celle-ci reprend son opalescence première.

§ 6. *Action de diverses substances sur les solutions de glycogène.* — Certains réactifs qui précipitent beaucoup de matières gommeuses ou mucilagineuses sont sans action sur les solu-

tions de glycogène. On peut citer comme exemple la liqueur de Fehling (qui précipite la « gomme de Levure » et un mucilage du Bolet) ainsi que toutes les solutions alcalines d'oxyde de cuivre. Il en est de même des solutions alcalines d'oxyde de bismuth ou de mercure, de l'acétate neutre de plomb et en général de tous les sels minéraux neutres ou acides.

Par contre, un assez grand nombre de corps permettent de séparer le glycogène, et cette séparation peut s'effectuer de différentes manières. Parfois, elle est due à l'insolubilité de l'hydrate de carbone dans le liquide résultant du mélange de l'eau et de la substance ajoutée. Dans d'autres cas, elle peut avoir pour cause un simple entraînement mécanique par un précipité qui prend naissance dans le liquide, ou bien enfin elle provient de la formation d'une sorte de combinaison insoluble du glycogène avec le réactif employé.

Le premier de ces cas s'observe avec l'alcool ordinaire qui précipite le glycogène comme tel, sans qu'il soit uni d'une façon quelconque au corps précipitant. D'autres alcools ont la même propriété, ainsi que l'acide acétique et quelques autres acides gras. A ces substances, on peut encore adjoindre certains sels qui, ajoutés en quantités suffisantes, séparent aussi le glycogène. Ce sont surtout le sulfate d'ammonium et le sulfate de magnésium.

Le cas typique de l'entraînement mécanique du glycogène est sa séparation par l'hydrate ferrique naissant, mise à profit par Landwehr dans l'extraction de ce corps. L'hydrate ferrique produit par double décomposition au sein d'un liquide glycogénique entraîne en se précipitant tout l'hydrate de carbone. Cette propriété est partagée par un certain nombre de précipités, surtout de nature colloïdale.

Enfin, quelques précipitations du glycogène peuvent être assimilées à la formation d'un composé insoluble. Ainsi, par exemple, le précipité au moyen des solutions d'hydrate de baryum ou au moyen des solutions basiques et ammoniacales de plomb. Dans ce dernier cas, le glycogène fixe une certaine quantité de la base, et le précipité est formé de glycogène com-

biné avec celle-ci, ce qui n'avait pas lieu dans les cas précédents. Nous ne faisons que citer en passant ces combinaisons, sur lesquelles nous reviendrons plus loin.

Pour le moment, nous insistons essentiellement sur ce que toutes nos solutions de glycogène ont présenté une similitude d'action absolue, vis-à-vis des diverses substances dont nous venons de parler.

§ 7. *Composition chimique du glycogène.* — De nombreuses analyses élémentaires du glycogène animal ont été publiées, et il n'est pas sans intérêt de rappeler les divers chiffres qui ont été trouvés.

La première analyse a été faite par Pelouze, en 1857, qui admet la formule $C^6H^{12}O^6$. L'analyse lui avait donné comme résultat :

C. 39,8
H. 6,1.

Un an plus tard, Kekulé a indiqué les chiffres suivants :

C. 44,49
H. 6,49,

correspondant à la formule $C^6H^{10}O^5$.

La même année, Lochner trouve :

C. 36,21
H. 7,37.

Formule : $C^6H^{12}O^6 + H^2O$.

Klincksieck, en 1861, obtient dans ses analyses des valeurs très semblables à celles de Kekulé, et Bizio, quelques années plus tard, admet également la formule $C^6H^{10}O^5$.

Chittenden, en 1875, a analysé divers échantillons de glycogène, les uns séchés à 100°, les autres entre 110°-120°, et il a indiqué les résultats suivants :

	Séchés à 100°.		Séchés à 110°-120°.	
	I.	II.	I.	II.
C.	43,93	43,91	43,56	43,63
H.	6,45	6,40	6,71	6,71

Il est assez curieux de voir ici que le glycogène séché à 100° est plus riche en carbone que quand il a été soumis à l'action d'une température de 110°-120°.

Les chiffres trouvés par von Vintschgau et Dietl sont :

C. 43,04 à 43,90
H. 6,30 à 7,10.

Boehm et Hoffmann, qui se sont beaucoup occupés de glycogène animal, renseignent les chiffres suivants :

C. 43,95 à 44,14
H. 6,29 à 6,04.

Ils admettent la formule $11(C^6H^{10}O^5) + H^2O$.

Quelques années plus tard, E. Külz et Bornträger [1] ont analysé divers glycogènes préparés d'après la méthode de Brücke et soigneusement purifiés. Les produits étaient séchés à l'étuve entre 110°-115° jusqu'à poids constant. Ces auteurs ont obtenu les valeurs suivantes :

C.	43,64	43,47	43,58	43,55	43,77
H.	6,35	6,32	6,48	6,78	6,31.

D'après ces résultats, ils admettent pour formule du glycogène, $6(C^6H^{10}O^5) + H^2O$.

A partir de ce travail de Külz et Bornträger, les valeurs trouvées à l'analyse et la formule admise n'ont plus guère changé. Fränkel et d'autres adoptent la formule proposée par Külz.

De notre côté, nous avons également fait un certain nombre de combustions organiques afin de déterminer la composition centésimale de nos divers glycogènes.

Les échantillons étaient séchés à l'étuve à 105°-110° jusqu'à poids constant, puis brûlés dans le tube à combustion en présence d'oxyde de cuivre dans un courant d'oxygène sec et privé d'anhydride carbonique.

[1] E. Külz et Bornträger, *Ueber die elementare Zusammensetzung des Glycogens* (Pflüger's Archiv, Bd XXIV, 1881). C'est à ce travail de Külz que sont empruntés les chiffres des diverses analyses citées plus haut.

Dans le tableau suivant, nous groupons tous les résultats que nous avons obtenus dans nos diverses analyses, en indiquant les quantités de matières employées et tenant compte des proportions d'eau et de cendres. Nous donnons en même temps les poids de CO^2 et de H^2O recueillis dans chaque analyse. Les trois dernières colonnes renseignent les quantités pour cent de carbone, hydrogène et oxygène (calculé par différence) auxquelles se rapportent les chiffres fournis par l'analyse.

ORIGINE du glycogène.	QUANTITÉS employés.	CO^2.	H^2O.	COMPOSITION CENTÉSIMALE.		
				Carbone.	Hydrogène.	Oxygène.
1. Lapin . . .	0,2037	0,3331	0,1166	44,10	6,36	49,54
2. Lapin . . .	0,2622	0,4231	0,1490	44,00	6,31	49,69
3. Lapin . . .	0,2361	0,3782	0,1367	43,68	6.43	49,89
4. Lapin . . .	0,2577	0,4138	0,1468	43,74	6,32	49,94
5. Bolet. . . .	0,2210	0,3508	0,1311	43,28	6,61	50,11
6. Bolet. . . .	0,2635	0,4208	0,1519	43,54	6,32	50,14
7. Bolet. . . .	0,2572	0,4107	0,1505	43,54	6,50	49,96
8. Amanita . .	0,2587	0,4145	0,1501	43,69	6,44	49,87
9. Amanita . .	0,2705	0,4309	0,1606	43,44	6,59	49,97
10. Amanita . .	0.2257	0,3641	0.1259	44,05	6,19	49,78
11. Levure. .	0,2654	0,4235	0.1514	43,51	6.33	50,16
12. Levure. . .	0,2636	0.4206	0,1473	43,51	6,20	50,29

Un coup d'œil jeté sur les résultats de ces analyses fait voir immédiatement l'identité de composition de tous ces glycogènes, qu'ils proviennent des Levures, des Champignons ou des animaux.

On remarquera que quelques analyses donnent des quantités de carbone un peu trop fortes.

Au début de nos combustions, nous obtenions, avec notre glycogène de lapin, des valeurs, pour le carbone, encore plus élevées et voisines, en général, de 44,40, qui correspond à la

formule $C^6H^{10}O^5$, et que nous supposions, par suite, devoir être la formule du glycogène. Par contre, dans les analyses du glycogène végétal, les quantités de carbone étaient plus faibles. Convaincu de l'identité de nos divers produits, nous avons supposé que cette différence dans la teneur en carbone suivant l'origine, devait être attribuée à une cause d'erreur, et nous avons pu nous assurer qu'elle provenait uniquement de la présence de traces d'acides dans le glycogène animal. Ces traces étaient dues à l'éther qui avait servi au lavage, suivant le procédé de Brücke. Sous l'influence de la chaleur, dans la dessiccation à l'étuve, cet acide agissait sur le glycogène et le modifiait plus ou moins complètement. En effet, après l'action de la chaleur, ce corps dissous dans l'eau réduisait abondamment la liqueur de Fehling, tandis qu'avant d'avoir été chauffé, il était sans action sur ce réactif.

Pour débarrasser ce glycogène de l'acide, nous l'avons dissous dans l'eau et précipité par l'alcool, puis lavé par une grande quantité d'alcool absolu. Après ce traitement, il ne donnait plus qu'une réaction excessivement faible au papier de tournesol très sensible.

Les analyses 1, 2, 3 et 4 ont été effectuées avec ce glycogène, ainsi débarrassé de son acide. Les deux premières analyses montrent qu'il n'était pas encore absolument exempt d'acide, car elles donnent une quantité pour cent de carbone un peu trop forte. La preuve que cet acide est la cause de ce résultat anormal est fournie par les analyses 3 et 4, dont les chiffres sont plus concordants avec ceux des autres glycogènes. Dans ces analyses 3 et 4, nous avons eu soin de neutraliser le plus complètement possible toute trace d'acide, en plaçant, pendant cinq à dix minutes, le glycogène destiné à l'analyse sous une cloche dont l'atmosphère était saturée de vapeurs d'ammoniaque. L'hydrate de carbone était ensuite porté à l'étuve à 105°-110° jusqu'à poids constant. Sous l'influence de la chaleur, l'ammoniaque absorbée par le glycogène se dégageait, et il ne restait que la très minime quantité qui s'était combinée à l'acide, mais qui était trop faible pour pouvoir être déterminée, et, par suite, nous n'en avons pas tenu compte dans nos calculs.

Une des analyses de l'*Amanita*, n° 10, nous a également donné des chiffres pour le carbone sensiblement plus élevés. Ici ce fait est dû à ce que l'échantillon destiné à cette analyse a été chauffé à une température plus élevée, par suite d'un mauvais fonctionnement de l'étuve. Ce glycogène, pendant près de deux jours, a été chauffé à plus de 120°, et il est très admissible que cette chaleur élevée et persistante ait pu produire une déshydratation plus profonde du glycogène.

Nous avons à dessein insisté sur cette action modificatrice de la chaleur et de traces d'acides, car c'est à cette action qu'il faut très probablement attribuer les résultats erronés obtenus par divers auteurs avant la publication des analyses de Külz.

Les résultats que nous avons obtenus dans les combustions des glycogènes de *lapin*, de *Bolet*, d'*Amanita* et de *Levure*, en tenant compte des réserves que nous venons de faire, montrent une concordance parfaite dans la composition centésimale de ces corps. La quantité de carbone calculée, en prenant la moyenne des neuf analyses non entachées d'erreur, est de 43,54, tandis que la quantité moyenne d'hydrogène est de 6,41. Ces chiffres correspondent d'une manière très satisfaisante à la formule $6(C^6H^{10}O^5) + H^2O$. En effet :

	Calculé pour $6(C^6H^{10}O^5) + H^2O$	Moyenne des analyses.
	—	—
C.	43,63	43,54
H.	6,26	6,41
O.	40,11	40,05
	100,00	100,00

§ 8. *Action sur la lumière polarisée*. — Les solutions de glycogène agissent sur la lumière polarisée et la font dévier fortement à droite. Cette déviation considérable que produit ce corps a toujours été indiquée comme l'une des propriétés essentielles du glycogène, et Külz [1] met à profit ce caractère dans un procédé de dosage polarimétrique. Il détermine, pour ce dosage, la déviation produite par la solution glycogénique avant

[1] E. Külz, *Pflüger's Archiv*, Bd XXIV, S. 90, 1881.

et après inversion, et il calcule, d'après les valeurs obtenues, la quantité de l'hydrate de carbone qui se trouvait dans la solution.

Ce procédé, très simple comme méthode et rapide comme exécution, ne nous semble pas devoir être adopté. Il se base sur le principe que le pouvoir rotatoire du glycogène est exactement connu. Or, la rotation de beaucoup de corps, et surtout des hydrates de carbone, est d'une détermination très délicate et se trouve sous la dépendance de nombreuses causes modificatrices.

Ce fait, sur lequel on n'insiste pas suffisamment, apparaît clairement avec les solutions glycogéniques, dont de nombreuses déterminations polarimétriques ont été publiées. En effet, comme il n'existe pas de caractère absolument propre au glycogène, on attache en général une très grande importance à son pouvoir rotatoire très élevé, mais qui toutefois ne diffère pas beaucoup de celui des dextrines, amylodextrines, etc.

Comme preuve de ce qui vient d'être dit, il est intéressant de rappeler brièvement les valeurs qui ont été successivement adoptées pour le pouvoir rotatoire du glycogène, et dont la plupart sont empruntées au travail de E. Külz [1].

Une détermination faite par Meding, en 1860, donne au glycogène une rotation de 200°.

Hoppe-Seyler n'indique pas de valeur exacte. Il admet que l'action sur la lumière polarisée est environ trois fois plus forte que celle de la dextrose, et Hoffmann est du même avis.

Luchsinger obtient les valeurs 127°, 130°, 140° pour le glycogène du foie, et 140° pour celui des muscles.

Finn, de ses recherches conclut à une déviation de 173°, 168°, 160°, 163°, tandis que Boehm et Hoffmann admettent des chiffres beaucoup plus élevés, variant de 213° à 235°; moyenne : 226°,7.

E. Külz s'est également occupé de cette question. Il a exa-

[1] E. Külz, *Ueber das Drehungsvermögen des Glycogens* (Pflüger's Archiv, Bd XXIV).

miné un assez grand nombre d'échantillons préparés par la méthode de Brücke et séchés à l'étuve jusqu'à poids constant. Il s'est assuré que cette dessiccation n'altérait en rien le pouvoir rotatoire du glycogène. Il a opéré sur des solutions de concentration de 0.5 °/₀ environ, examinées en tubes de 10 centimètres de longueur. Ses nombreuses déterminations lui ont donné des chiffres qui oscillent entre 203° et 233°, mais la moyenne de toutes ses observations est 211°, et il admet cette valeur pour le pouvoir rotatoire α du glycogène, quelle que soit la concentration de la solution.

Fränkel, dans son travail déjà cité, indique la valeur + 197°, tandis que Landwehr [1] trouve 213°,3 et Cremer [2] 200°,2.

Tous ces chiffres ont été trouvés avec le glycogène animal, et on remarquera que, suivant les auteurs, ils varient de 127° à 235°.

Cremer [3] a déterminé le pouvoir rotatoire de son glycogène de Levure et l'a trouvé égal à 198°,9.

Nous avons également déterminé le pouvoir rotatoire de nos différents glycogènes, et nous nous sommes servi dans ces recherches du polarimètre Laurent, à lumière jaune sodique, à pénombres.

Les glycogènes destinés à ces recherches étaient simplement séchés dans le vide en présence d'acide sulfurique concentré. Nous avons préféré les examiner sans les faire passer à l'étuve, malgré l'avis de E. Külz qui admet que la chaleur n'exerce aucune modification sur le pouvoir rotatoire. Aux divers échantillons séchés à froid dans le vide, nous prélevions une certaine quantité exactement pesée qui était dissoute dans l'eau distillée à 15° et examinée à l'appareil de polarisation. Une autre partie du même échantillon était également pesée, séchée à l'étuve jusqu'à poids constant, puis incinérée dans une capsule en platine, de façon à déterminer la quantité d'eau et de cendres contenues dans les divers échantillons.

[1] *Zeitschr. f. physiol. Chemie*, Bd VIII, S. 170.
[2] *Zeitschr. f. Biologie*, Bd XXIV, S. 100.
[3] *Loc. cit.*

Le tableau ci-dessous indique les quantités de matière (calculées dépourvues d'eau et de cendres) qui se trouvent dans 100 centimètres cubes des solutions. Celles-ci ont été toutes examinées en tubes de 20 centimètres de longueur. Dans chaque expérience, l'exactitude du zéro de l'appareil était vérifiée, puis nous déterminions, en faisant un assez grand nombre de lectures (six à dix au moins), la déviation produite par cette couche de 20 centimètres de solution. Cette déviation est indiquée dans la troisième colonne.

Dans certaines expériences, nous avons examiné la déviation à des moments différents et qui variaient, pour une même solution, depuis une heure jusqu'à deux jours, après le moment de la dissolution, afin de constater si le pouvoir rotatoire se modifiait au bout d'un certain temps, comme cela arrive pour quelques sucres. Nous n'avons remarqué aucun changement.

La quatrième colonne du tableau indique le pouvoir rotatoire de chaque glycogène calculé d'après la formule $(\alpha)_D = \frac{\alpha 100}{cl}$, dans laquelle α représente la déviation observée, c la concentration °/₀ de la solution et l la longueur en centimètres du tube employé.

ORIGINE DU GLYCOGÈNE.	Concentration °/₀ de la solution.	Déviation observée en tube de 20 centimètres.	Rotation $(\alpha)_D$.
1. Lapin	0,3801	1° 28′	192° 53′
2. Lapin	0,7779	2° 58′	190° 41′
3. Moule	0,4878	1° 50′	187° 53′
4. Bolet	0,7053	2° 38′	186° 33′
5. Bolet	0,5819	2° 12′	189° 1′
6. Amanita	0,6021	2° 22′	196° 25′
7. Phallus	0,4481	1° 40′	185° 59′
8. Levure.	0,5930	1° 59′	184° 48′

La moyenne de ces différentes rotations est de + 189° 18. Cette valeur est plus faible que celle obtenue par Külz, Boehm et Hoffmann, etc.; mais quoi qu'il en soit, les résultats de nos déterminations permettent de constater l'identité d'action de nos glycogènes, quelle que soit leur provenance, sur la lumière polarisée.

§ 9. *Action des diastases.* — Les diastases dissolvent le glycogène et le transforment rapidement en un corps réduisant la liqueur de Fehling et qui est sans action sur le réactif de Barfoed (acétate de cuivre dans de l'acide acétique très dilué).

Nos glycogènes ont tous présenté ce caractère. Nous avons employé dans ces recherches de la salive recueillie assez longtemps après le repas, que nous avons additionnée de son volume d'eau et filtrée. Cette solution ne contenait aucun corps réduisant la liqueur de Fehling. A des solutions opalescentes de nos glycogènes à 0,2 %, nous avons ajouté des volumes égaux de salive diluée. Dès que les deux liquides étaient mélangés, l'opalescence commençait à faiblir, et au bout de deux minutes elle n'était plus appréciable. En essayant par l'iode le mélange à divers moments, on constatait de même une diminution excessivement rapide de la coloration. Au bout de trois minutes, l'iode ne donnait plus qu'une teinte très légère, et au bout de cinq minutes, toute trace de coloration par l'iode avait disparu du liquide.

Celui-ci, chauffé alors avec la liqueur de Fehling, donnait une abondante réduction du sel de cuivre, tandis que l'ébullition avec le réactif de Barfoed ne produisait aucun précipité.

Une solution de glycogène sur laquelle la salive avait agi pendant quinze minutes a été traitée à l'ébullition par la liqueur de Fehling ajoutée en quantité suffisante pour que le liquide reste légèrement bleu après que toute action réductrice a cessé. Le liquide filtré a été ensuite acidulé par de l'acide chlorhydrique dilué et maintenu au bain-marie à 100° pendant quelque temps. Après refroidissement, le liquide neutralisé par de la soude caustique et essayé de nouveau par le

réactif de Fehling donnait un nouveau précipité d'oxydule de cuivre.

En laissant agir plus longtemps la salive, le résultat reste le même.

Une autre solution de glycogène, sur laquelle l'action de la salive s'était continuée pendant plus longtemps, a été divisée en deux parties égales. Une des parties a été traitée immédiatement par la liqueur de Fehling, tandis que la seconde a été préalablement chauffée au bain-marie en présence d'acide chlorhydrique dilué pendant une heure et demie, et soumise ensuite à la liqueur de Fehling. La solution qui avait été soumise à l'action de l'acide, a réduit une quantité d'oxydule de cuivre une fois et demie plus considérable que la partie qui n'avait pas subi le même traitement.

Ainsi donc, la salive transforme tous nos glycogènes en un corps soluble, ne se colorant plus par l'iode, réduisant la liqueur de Fehling et restant sans action sur le réactif de Barfoed. Ce sont là tous caractères généralement admis pour la maltose. Mais ne pouvant consacrer beaucoup de glycogène à toutes ces recherches, nous n'avons pas tenté la séparation de cette maltose pour la soumettre à l'action de la phénylhydrazine.

Nous avons également suivi au polarimètre la marche de l'action de la diastase. Une solution de glycogène de Levure d'environ 0,5 °/₀ de concentration et qui présentait une déviation de 1° 36', a été additionnée du cinquième de son volume de solution de salive et examinée immédiatement au polarimètre. La déviation était alors de 1° 14' [1], tandis qu'elle aurait dû être 1° 17' si l'addition de salive n'avait produit aucune action autre que la dilution même. A ce moment, toute opalescence a déjà disparu, et aussi toute trace de coloration par l'iode, ce que nous pouvions constater sur une partie du mélange, conservée dans ce but. Mais des transformations

[1] La déviation due à la salive seule, dans cette expérience, peut être négligée. Elle était lévogyre et inférieure à 0° 1'.

chimiques continuent néanmoins à se produire dans le liquide, car la déviation, qui n'était tombée que de 0° 3′ au moment où l'opalescence avait disparu, était devenue, au bout d'une heure et demie, 1° 8′, soit donc un abaissement de 0° 9′. Observée environ vingt heures après, la déviation a encore diminué et est devenue 1° 2′. Quelques heures plus tard, une nouvelle observation a donné la même valeur, ce qui fait donc une diminution totale de 0° 15′.

Par suite, nous pouvons approximativement calculer le pouvoir rotatoire du corps formé sous l'influence de la salive, en admettant, ce qui reste toutefois à établir, que le glycogène s'est transformé en un seul et même corps. Dans cette hypothèse, le pouvoir rotatoire de la solution glycogénique étant tombé de 1° 17′ ou 77′ à 1° 2′ ou 62′ et la rotation du glycogène de Levure étant approximativement 185°, la rotation du corps formé tombera dans le rapport de 77 à 62, et nous aurons la proportion :

$$77 : 185 = 62 : x$$
$$x = 149 \text{ environ.}$$

Mais ce chiffre est un peu trop fort, car en se modifiant, le glycogène a fixé de l'eau ; et s'il s'est transformé en maltose $C^{12}H^{22}O^{11} + H^2O$, il a dû absorber cinq molécules d'eau. Si l'on tient compte de cette augmentation de poids, la valeur de x devient environ 138. Or celle-ci est très proche du pouvoir rotatoire de la maltose, qui est, d'après Beilstein (3e édition) = 140,375.

En rapprochant de ce résultat les caractères chimiques donnés plus haut, il semble bien que le glycogène est transformé en maltose par la salive, ainsi que l'admettent Musculus et Mering.

Une transformation en isomaltose ou en dextrose aurait produit un abaissement beaucoup plus considérable du pouvoir rotatoire. En effet, la rotation de l'isomaltose = 68,036.

Avant de parler de l'action des acides sur le glycogène, nous désirons revenir brièvement sur la marche de l'action de la

salive, observée au polarimètre. Il est intéressant de constater que lorsque toute opalescence a disparu et que le glycogène ne se colore plus par l'iode, il a conservé sensiblement le même pouvoir rotatoire. Celui-ci diminue lentement, et ce n'est qu'au bout d'un jour, à la température de 13°-15°, qu'il semble devenir permanent.

Ainsi donc, nous voyons qu'à la température ordinaire, l'opalescence et la coloration par l'iode du mélange de glycogène et de salive disparaissent en deux ou trois minutes, tandis que la transformation en un corps que nous supposons être de la maltose n'est complète qu'au bout de vingt-quatre heures environ. Cet écart des temps des réactions démontre, nous semble-t-il, que plusieurs phénomènes se succèdent dans cette action des zymases.

La transformation en maltose se faisant insensiblement, il en résulte aussi que suivant le moment où l'on arrête l'action de la zymase, on obtiendra un liquide de composition différente et qui sera d'autant plus riche en maltose que la diastase aura agi plus longtemps, les conditions d'expérience restant les mêmes.

Par suite, ce serait commettre une grave erreur que de vouloir se rendre compte de la marche du dédoublement de l'hydrate de carbone par l'observation seule de la diminution de la teinte produite par l'iode.

§ 10. *Action des acides.* — Sous l'influence des acides minéraux, le glycogène est dédoublé et transformé probablement en dextrose, d'après les recherches de E. Külz et Borntraeger [1]. Cremer [2], en chauffant pendant vingt-cinq minutes à trois atmosphères une solution de glycogène en présence d'acide oxalique, a observé la formation d'isomaltose, dans la proportion de 10 % environ.

La saccharification du glycogène par les acides forts est

[1] PFLÜGER'S ARCHIV, Bd XXIV, S. 28, 1881.

[2] CREMER, *Zur Kenntniss des Säureabbaues des Glycogens* (ZEITSCH. F. BIOLOGIE, Bd XXXI, Heft 2).

fréquemment employée pour le dosage de ce corps. Maydl (cité par Külz) s'est servi de ce moyen pour s'assurer de l'identité de divers glycogènes. Il a constaté également qu'il ne se forme jamais autant de sucre réducteur qu'il y a de glycogène décomposé, et que par suite celui-ci devait être combiné à une certaine quantité d'eau.

Nos expériences ont eu pour but de déterminer si tous nos glycogènes donnaient sous l'influence des acides un corps semblable et réduisant des quantités égales d'oxyde de cuivre.

Pour opérer la saccharification, nous avons choisi le procédé de Sachsse (acide chlorhydrique dilué pendant trois heures au bain-marie), qui nous semblait préférable au procédé de Fresenius et Will (acide sulfurique dilué pendant trois à cinq heures au bain-marie), et surtout au procédé de Pillitz (acide sulfurique très dilué à 140°).

20 centigrammes de glycogène de lapin, de Bolet, d'*Amanita* et de Levure ont été chauffés chacun au bain-marie pendant quatre heures avec 20 c. c. d'acide chlorhydrique dilué au dixième. Les solutions étaient placées dans de petits ballons surmontés d'un long tube de verre à parois minces servant de réfrigérant ascendant.

Après refroidissement, tous les liquides ont été neutralisés à la soude caustique et dilués exactement à 50 c. c.

Chacun des liquides a été examiné au polarimètre, puis essayé à la liqueur de Fehling.

Pour vérifier le titre de la liqueur cuivrique qui nous servait dans ces expériences, nous avons préparé une petite quantité de saccharose recristallisée en partant de sucre candi très blanc. Cette saccharose séchée dans le vide contenait 0,04 % d'eau et 0,06 % de cendres. Une quantité exactement pesée de cette saccharose a été chauffée au bain-marie en présence d'acide chlorhydrique pendant une demi-heure. Ce liquide, dont la teneur en sucre interverti était exactement connue, nous a servi à déterminer la quantité exacte de sucre interverti qui réduisait 10 c. c. de notre liquide de Fehling. Connaissant

ainsi le titre de celui-ci, un simple calcul nous permettait de rapporter en sucre interverti la quantité d'oxyde de cuivre réduit par les diverses solutions de glycogène soumises à l'action de l'acide chlorhydrique.

Au polarimètre, les déviations observées étaient sensiblement les mêmes, ne variant que d'un écart de deux à quatre minutes.

Les résultats de la saccharification sont les suivants :

100	de glycogène	de lapin	correspondent à	104,25	de sucre interverti.
100	—	d'*Amanita*	—	103,25	—
100	—	de Bolet	—	104,25	—
100	—	de Levure	—	106	—

Il est inutile de nous étendre plus longuement sur ces résultats, qui montrent bien que les divers glycogènes se sont dédoublés en sucres réducteurs identiques quant à leur action sur la lumière polarisée et sur la liqueur de Fehling.

§ 11. *Combinaisons diverses du glycogène.* — Les combinaisons que peut former le glycogène avec divers corps sont assez nombreuses, mais nous ne ferons que signaler rapidement celles qui ont fait l'objet d'une étude quelque peu approfondie.

Les combinaisons avec les bases connues actuellement sont surtout celles de baryum et de plomb. Nasse admet l'existence de deux combinaisons barytiques. Les arguments qu'il donne en faveur de cette hypothèse sont insuffisants et nous croyons pouvoir émettre des doutes quant à la formule véritable de ces composés. Leur préparation à l'état de pureté est pour ainsi dire impossible, car il ne faut pas perdre de vue que le glycogène est une substance colloïdale qui, dans sa précipitation, entraîne mécaniquement une quantité variable de base ou de glycogène non combiné, suivant que l'un ou l'autre se trouve en excès. La plupart de ces combinaisons obtenues par précipitation de colloïdes doivent être considérées comme des mélanges de parties combinées avec d'autres non combinées. En outre, ces molécules très complexes donnent habituelle-

ment un nombre assez considérable de combinaisons avec une même base et, suivant les conditions d'expérience, le rapport entre les diverses combinaisons qui se précipitent simultanément sera variable. Il s'ensuit que l'analyse donnera des résultats erronés et permettra de trouver, chez ces composés du glycogène avec le baryum ou le plomb, des quantités très diverses de ces métaux, suivant le mode opératoire.

Schützenberger a su préparer un triacétate de glycogène qui, par saponification, donnerait de nouveau du glycogène, mais cette combinaison demanderait à être étudiée à nouveau, de même que les éthers nitreux de cet hydrate de carbone, parmi lesquels Lustgarten a distingué un nitroglycogène et un dinitroglycogène. Ces composés semblent plutôt être des dérivés de corps provenant de la décomposition de la molécule complexe de glycogène, et probablement voisins des dextrines.

Nous devons indiquer encore les éthers benzoïques du glycogène étudiés par Wedenski [1] et examinés ensuite par Ludwig Kueny [2], qui insiste sur l'existence de plusieurs de ces combinaisons, sur leur grande instabilité et sur leur facile saponification par les alcalis.

En résumé, la plupart de ces composés du glycogène sont des combinaisons multiples, très instables et facilement dissociables en leurs composants. Le glycogène peut en être retiré généralement sans qu'il ait subi une modification appréciable.

A cause de la contingence des caractères de ces diverses combinaisons, nous n'avons pas jugé nécessaire de les préparer, parce qu'elles ne pouvaient nous renseigner sur l'objet principal de ce travail et qu'elles exigeaient la mise en œuvre d'une quantité trop considérable de matériaux.

§ 12. *Poids moléculaire du glycogène.* — Avant de finir ce chapitre, nous désirons ajouter quelques mots sur l'impossibilité de faire actuellement la détermination, même approximative, du poids moléculaire du glycogène.

[1] Wedenski, *Zeitsch. für physiol. Chemie*, Bd XIII, S. 125.
[2] Ludwig Kueny, *Zeitsch. für physiol. Chemie*, Bd XIV, S. 330.

Celle-ci a cependant été tentée, et nous trouvons, dans la littérature, une recherche dans ce sens faite par Sabanejew [1]. Cet auteur a appliqué la méthode cryoscopique à divers colloïdes : les acides tungstique et molybdique colloïdaux, l'hydrate ferrique, l'acide silicique et le glycogène. Nous n'avons pu prendre connaissance du travail original et vérifier si l'auteur avait envisagé les diverses difficultés que présente la méthode de Raoult appliquée au glycogène. Sabanejew a trouvé un abaissement du point de congélation qui correspond en moyenne au poids moléculaire 1585, lequel, dit-il, est proche de dix fois la formule empirique $C^6H^{10}O^5$. Il ajoute que le glycogène séché à 115° possède un poids moléculaire plus faible.

Il y a plusieurs points à considérer dans l'application de la méthode de Raoult au glycogène. Tout d'abord, celle-ci se rapporte essentiellement aux corps en solution, et nous avons vu plus haut que la solubilité du glycogène n'était qu'apparente. Par suite, il semble *a priori* que le point de congélation de l'eau ne doit pas être modifié par la présence de l'hydrate de carbone, comme il devrait rester le même si l'on ajoutait à l'eau de la silice pure [2] ou des fragments de platine.

Ensuite, il y a à tenir compte des sels que renferme toujours le glycogène. Ceux-ci sont solubles et produisent, pour leur propre part, une diminution du point de congélation qu'il est important de ne pas négliger. D'autant plus que le poids moléculaire du glycogène doit être très considérable, et que, par suite, il est indispensable d'employer des solutions concentrées pour obtenir un abaissement appréciable, en admettant que cet abaissement puisse se produire.

Sabanejew dit que le glycogène séché à 115° possède un

[1] A. SABANEJEW, *Bestimmung des Moleculargewichts von Colloiden nach der Raoult'schen Methode* (JOURN. D. RUSS. PHYS. CHEM. GESELLSCHAFT, 1879. Ref. in BER. D. D. CHEM. GESELLSCHAFT. Berlin, 1880, p. 87).

[2] Sabanejew a observé que la silice ne produit qu'un abaissement excessivement faible, qui reste dans les limites d'erreur de la méthode cryoscopique.

poids moléculaire moindre. Ceci déjà est une preuve que son produit était impur et renfermait probablement des traces d'acide, qui auront amené une modification de ce corps et sa transformation plus ou moins complète en substances solubles.

La valeur 1585 indiquée par cet auteur ne peut être adoptée. Le glycogène doit avoir une molécule plus grosse : sa formule empirique, qui est $6(C^6H^{10}O^5)+H^2O$ (et non $C^6H^{10}O^5$), correspond déjà au poids moléculaire 990, qu'il faut certainement multiplier par un facteur assez considérable.

Nous estimons que cette affirmation peut être avancée en nous basant sur les recherches du poids moléculaire des dextrines faites cryoscopiquement par Brown et Morris, qui ont trouvé une valeur moyenne de 6000, et sur les recherches de Lintner et Dull, qui indiquent 5800.

La molécule de glycogène ne peut être plus petite que celle de la dextrine, attendu que cette dernière prend naissance dans le dédoublement du glycogène sous l'influence des diastases. Si donc il faut admettre, avec les auteurs, que toutes les dextrines ont un poids moléculaire voisin de 6000, il en résulte que celui du glycogène doit être supérieur à ce chiffre.

Toutefois, nous tenons à faire quelques réserves quant aux résultats obtenus par la cryoscopie sur les dextrines. Il est permis de mettre en doute la véritable solubilité de ces substances. Nous n'avons entrepris à ce sujet aucune recherche spéciale, mais nous devons signaler ici l'observation faite par Errera (*loc. cit.*, p. 71) de la pseudo-solubilité de l'amylodextrine de Musculus, dont la solution diffuse la lumière; et celle-ci est polarisée, comme avec les pseudo-solutions de glycogène.

En résumé, le poids moléculaire du glycogène nous est encore complètement inconnu, mais il doit être très élevé, car nous voyons ce corps s'accumuler en quantité considérable dans certaines cellules, et cette accumulation reste compatible avec les limites normales de leur tension osmotique.

V.

ACTION DE L'IODE SUR LE GLYCOGÈNE.

Considérations générales. — L'iode colore en brun-rouge intense la solution de glycogène ; sous l'influence de la chaleur, cette coloration disparaît, et le refroidissement la fait reparaître.

Cette action de l'iode présente beaucoup d'analogie avec celle que ce même corps exerce sur l'amidon. Le produit bleu, appelé généralement « iodure d'amidon », possède, en effet, un certain nombre de caractères, qui se retrouvent avec plus ou moins de netteté chez le produit brun parfois dénommé « iodure de glycogène ». Il faut bien se garder cependant, ainsi que pourrait le faire croire cette appellation, de considérer ces deux iodures comme des composés chimiques nettement définis.

De ces deux corps, un seul, l'iodure d'amidon, a fait l'objet d'un assez grand nombre de travaux. Découverte en 1814 par Colin et Gaultier de Claubry, la coloration bleue de l'amidon sous l'influence de l'iode a été considérée par les divers chimistes qui s'en sont occupés, tantôt comme le résultat d'une véritable combinaison, tantôt comme l'effet d'une dissolution d'iode dans l'amidon. Duclaux [1] surtout insista sur l'absence de fixité de composition du produit, et ses recherches le portèrent à admettre que la coloration était due à une simple solution. Mais les travaux de Mylius [2], en Allemagne, et ceux de Rouvier [3], en France, vinrent, dans ces dernières années, donner de nouveau une grande faveur à l'hypothèse d'un composé défini, et Beilstein [4], qui dans la 2me édition de son *Traité de chimie* admettait la théorie de la solution, considère dans la 3me édition l' « iodure d'amidon » comme

[1] DUCLAUX, *Ann. de chim. et phys.*, 4e série, t. XXV, 1872.
[2] MYLIUS, *Zeitschr. f. phys. Chemie*, XI, 306.
[3] ROUVIER, *Comptes rendus*, t. CXVIII, p. 744.
[4] BEILSTEIN, *Handbuch der organ. Chemie*, 3te Aufl., 1893, S. 1085.

une combinaison chimique pour laquelle il adopte la formule de Mylius.

Tout récemment, un intéressant travail de Küster [1] a fait voir que ce corps n'a pas une composition chimique stable, et il semble bien résulter de ses recherches que la coloration est due à une solution de l'iode dans l'amidon.

En ce qui concerne l'action de l'iode sur le glycogène, les quelques recherches faites jusqu'à présent ont eu pour but d'appliquer la coloration obtenue par l'iode au dosage colorimétrique du glycogène. Ce dosage a été préconisé par Goldstein [2]. Mais Luchsinger [3] a montré qu'il n'était guère praticable. Il objecte que les divers glycogènes se comportent différemment vis-à-vis de l'iode, donnant des teintes variables et qui souvent ne sont pas identiques pour un même glycogène, suivant qu'il a été séché ou qu'il est essayé frais [4]. En outre, la présence de nombreux corps modifie la coloration; tels sont : l'albumine, des mucilages, l'alcool, le chlorure de sodium, l'iodure de potassium, le carbonate et le phosphate de sodium, etc. D'après l'auteur, pour obtenir une coloration exacte, il faut ajouter à la solution du glycogène un cristal d'iode lavé à l'eau, au lieu d'iodure de potassium iodé.

E. Külz [5], s'occupant du dosage du glycogène, déconseille le procédé colorimétrique pour les mêmes motifs. Nasse [6] a observé que les sels ont une influence sur la teinte de l'iodure de glycogène. Les sels de sodium et d'ammonium renforcent la coloration. L'acétate de sodium donne des tons bleu-violet avec les divers glycogènes. La température de décoloration est

[1] F.-W. Küster, *Ueber die blaue Iodstarke und die moleculare Structur der « gelosten » Stärke* (Liebig's Annalen der Chemie, Bd CCLXXXIII, S. 360).

[2] Goldstein, *Verhandl. der physik. med. Gesellschaft in Wurzburg. N. F.*, Bd VII.

[3] Luchsinger, *Dissertation*, S. 10. Zurich, 1885.

[4] Cf. Brücke, *Vorlesungen über Physiologie*, I, 313.

[5] E. Külz, *Ueber eine neue Methode, das Glycogen quantitativ zu bestimmen* (Pflüger's Archiv, Bd XXIV, S. 90).

[6] Nasse, *Pflüger's Archiv*, Bd XXXVII, S. 85.

aussi influencée par les sels, et elle est plus élevée s'il y a plus de sels. Le même phénomène a été signalé pour l' « iodure d'amidon » par Payen et Persoz.

La teinte obtenue par l'action de l'iode sur les différents glycogènes des Champignons et des Levures n'est pas la même chez tous. Celui du Bolet et de l'*Amanita* présente des colorations identiques à celui du foie de lapin ; celui du *Phallus*, en solution pas trop diluée, a une couleur un peu plus foncée, et celui de la Levure se colore en brun-violet nettement distinct du brun-rouge des autres glycogènes [1].

Nos expériences sur l'action de l'iode sur le glycogène avaient pour objet, au début, de vérifier si les glycogènes extraits des Champignons ou des Levures présentaient la même affinité pour l'iode que le glycogène animal. Cette affinité ne pouvait se déterminer par le dosage de la quantité d'iode qui s'était fixée sur l'hydrate de carbone. En effet, l' « iodure de glycogène » ne se sépare pas du liquide dans lequel il est dissous avec la même facilité que l' « iodure d'amidon ». Celui-ci est aisément précipité par les sels, les acides minéraux, etc., tandis que l' « iodure de glycogène » exige une concentration saline ou acide considérable, qui diminue la solubilité de l'iode et peut provoquer sa précipitation partielle, de sorte que le précipité d' « iodure de glycogène » pourrait être mélangé d'iode libre. En outre, cet « iodure de glycogène » étant très soluble dans l'eau, il est impossible de le laver convenablement, même avec des solutions du même sel en présence duquel la précipitation a été faite, car ces solutions peuvent déjà le décomposer partiellement.

[1] Cette teinte violacée de l' « iodure de glycogène » de Levures ne peut être attribuée à la présence de petites quantités d'amidon. On peut observer cette même teinte à l'intérieur des cellules de Levures riches en glycogène. A cet effet, il suffit de les traiter par des quantités excessivement faibles d'iode, ou mieux encore, d'exposer une goutte d'eau, contenant de ces cellules, à des vapeurs d'iode pendant un temps assez court, à froid. On voit alors, au microscope, dans toutes les cellules où l'iode n'a pas pénétré en trop grande quantité, une teinte nettement violacée, semblable à celle que donne le glycogène extrait. S'il y a beaucoup d'iode, la coloration devient d'un brun intense.

Emploi du colorimètre. — Pour ces raisons, le dosage direct de l'iode fixé sur l'hydrate de carbone n'étant pas possible, nous avons eu recours à un moyen indirect, qui consiste à déterminer les intensités de coloration que le glycogène présente sous l'influence de l'iode, dans différentes conditions. Les intensités de coloration peuvent être appréciées d'une manière assez exacte au moyen du colorimètre, et nous avons adopté pour nos recherches le colorimètre de Duboscq [1]. Cet appareil se compose essentiellement de deux godets cylindriques, à fond plan en verre, destinés à recevoir les liquides colorés. Des cylindres de verre plein, mis en mouvement par une crémaillère, descendent dans ces godets et peuvent plonger plus ou moins profondément dans le liquide coloré. Les extrémités de ces cylindres sont parfaitement planes, et la hauteur de la couche de liquide comprise entre le fond du godet et l'extrémité immergée du cylindre plein est indiquée au moyen d'une graduation munie d'un vernier qui permet de déterminer cette hauteur à un dixième de millimètre près. Les godets sont éclairés par en dessous : la lumière, réfléchie par un miroir, traverse la couche de liquide coloré, puis, à travers le cylindre plein, elle vient se réfléchir contre la paroi d'un prisme oblique et va éclairer le champ d'une lunette. La lumière qui a traversé un godet éclaire seulement la moitié de ce champ. Si un même liquide se trouve dans les deux godets et en même épaisseur de couche, la lumière venant de chacun d'eux étant également colorée, le champ de la lunette présentera une teinte uniforme. Mais si l'un des godets contient une solution plus ou moins colorée, ou si la hauteur de couche de liquide que doit traverser la lumière est plus ou moins grande, le demi-cercle du champ de la lunette correspondant à ce godet présentera une coloration plus ou moins intense et, pour obtenir l'égalité de teinte, il faudra abaisser ou remonter le cylindre d'une certaine quantité qu'il sera

[1] Ces expériences ont été commencées avec un appareil mis obligeamment à notre disposition par M. le professeur Depaire, auquel nous tenons à exprimer toute notre gratitude.

facile d'évaluer en dixièmes de millimètre. Pour se servir de cet instrument, on place dans l'un des godets le liquide à examiner et dans l'autre un liquide de composition connue, présentant une teinte pareille à celle du liquide en expérience. En faisant mouvoir les cylindres, on produit l'égalité de teinte dans le champ de la lunette et on lit alors les hauteurs de couche de chacun des deux liquides, en se basant sur ce que l'intensité de la coloration est inversement proportionnelle à la hauteur de la couche de liquide. Nous avons vérifié cette loi avec des solutions de vésuvine et des solutions d'iode plus ou moins diluées.

Mais lorsque nous avons voulu la vérifier avec nos solutions d' « iodure de glycogène », nous n'avons plus constaté cette proportionnalité. En mettant dans les deux godets du colorimètre une même solution de glycogène colorée par l'iode, l'égalité de teinte du champ de la lunette était obtenue lorsque les hauteurs de solution colorée, traversée par la lumière, étaient les mêmes, et cette égalité pouvait être réalisée sans peine à un dixième de millimètre près. Nous avons alors ajouté au liquide de l'un des godets son volume d'eau distillée, afin de vérifier si l'intensité de la teinte avait diminué exactement de moitié, c'est-à-dire s'il fallait une hauteur de liquide double pour obtenir l'égalité de teinte. Mais celle-ci ne se produisait que quand la hauteur de liquide était approximativement le triple de celle du liquide non dilué. En additionnant le liquide déjà dilué d'un nouveau volume d'eau distillée, l'égalité de coloration avait lieu seulement lorsque la couche de ce liquide était six fois plus considérable.

Ces essais ont été renouvelés à plusieurs reprises et nous ont constamment donné des résultats identiques. Dans ces expériences, tout se passe comme si l'addition d'eau enlevait au glycogène une partie de l'iode qui y était fixé.

Adoption d'un liquide type. Coefficient de coloration. — Ayant constaté cette grande variabilité de la teinte de l'iodure de glycogène sous l'influence de l'addition d'eau et sous l'influence de diverses autres causes que nous signalerons

plus loin, nous avons renoncé à l'emploi, comme liquide de comparaison, d'une solution de glycogène de concentration connue, additionnée d'une quantité déterminée d'iode dans l'iodure de potassium.

Le liquide de comparaison ou liquide type auquel nous voulions rapporter les colorations obtenues dans des conditions variées avec les divers « iodures de glycogène », nous a été fourni par la solution d'iode dans l'iodure de potassium, qui présente une coloration très comparable, sous certaine épaisseur de couche, à la teinte des solutions d' « iodure de glycogène ». La formule que nous avons adoptée pour cette solution type d'iode est la suivante : iode sec, 1 gramme; iodure de potassium, 5 grammes; eau distillée en quantité suffisante pour obtenir 100 c. c. de solution. En couche très mince, au colorimètre, la teinte de l' « iodure de glycogène » est plus chamois que celle de cette solution d'iode examinée sur une faible épaisseur; lorsque la couche devient trop considérable, la coloration du glycogène apparaît plus rouge. L'épaisseur la plus favorable pour comparer ces liquides est celle qui donne une teinte jaune-brun. Elle permet de comparer assez facilement les deux solutions avec une approximation d'un dixième de millimètre.

Dans chaque expérience, nous avions toujours soin de renouveler le liquide type. Cette précaution est très nécessaire, car dans le récipient du colorimètre, l'iode s'évapore peu à peu. D'un autre côté, les solutions de glycogène destinées à être examinées au colorimètre ne doivent pas être trop concentrées. Une concentration de 0,5 °/₀ est déjà trop forte, et l'iode, dans ce cas, produit une coloration trop foncée. Nous nous sommes le plus souvent servi d'une solution à 0,2 °/₀, qui prend par l'iode une teinte d'une intensité à peu près égale à celle d'une solution d'iode à 1 °/₀.

Lorsque nous aurons à indiquer les intensités de teinte de liquides glycogéniques quelconques colorés par l'iode, nous rapporterons chaque fois cette intensité à l'épaisseur de la solution d'iode type nécessaire pour obtenir une coloration égale à celle produite par une couche de 10 millimètres d'épaisseur de ce liquide glycogénique.

Assez souvent nous aurons à employer le terme de *coefficient de coloration*. Nous entendons par là le rapport de la teinte du liquide type (calculée en millimètres d'épaisseur de couche) à la concentration pour cent de la solution à examiner. Ce coefficient peut se représenter par la formule

$$K = \frac{i}{c},$$

où i indique l'intensité observée en millimètres de solution type, et c la concentration de la solution en expérience. Pour les matières colorantes ordinaires, ce coefficient est un nombre constant, ainsi que cela découle de la proportionnalité que nous avons énoncée plus haut, au sujet de la vésuvine ou de l'iode. En effet, en diluant de son volume d'eau la solution, $K = \frac{i}{c}$ devient

$$K = \frac{\frac{i}{2}}{\frac{c}{2}} = \frac{i}{c}.$$

Avec les solutions d'iodure de glycogène, ce coefficient ne reste pas constant, et nous avons dit que pour un volume d'eau ajoutée, la teinte n'était plus que le tiers environ de la teinte primitive. Par l'addition de deux volumes d'eau, cette teinte devient à peu près le sixième. Dans ces conditions, la formule $K = \frac{i}{c}$ devient, pour un volume d'eau ajoutée,

$$K' = \frac{\frac{i}{3}}{\frac{c}{2}} = \frac{2i}{3c} = \frac{2}{3}\frac{i}{c}.$$

Avec deux volumes d'eau, le coefficient devient

$$K'' = \frac{\frac{i}{6}}{\frac{c}{3}} = \frac{3i}{6c} = \frac{1}{2}\frac{i}{c}.$$

Nous voyons ainsi que les valeurs de K, K', K" décroissent progressivement, à mesure que la dilution devient plus grande.

Marche de la coloration en présence de quantités croissantes d'iode. — Nous avons vérifié, en premier lieu, si nos divers glycogènes donnaient des teintes semblables en présence de mêmes quantités d'iode dans l'iodure de potassium.

Les tableaux suivants indiquent les intensités de coloration obtenues en ajoutant à 10 c. c. des solutions de glycogène à 0,2 °/₀ successivement 10, 20, 30 et 40 gouttes d'une solution iodée à 1 °/₀, après quoi une nouvelle addition d'iode ne produit plus d'augmentation de la teinte. La solution d'iode à 1 °/₀ que nous avons toujours employée pour colorer le glycogène renfermait : iode sec, 1 gramme ; iodure de potassium, 1,5 gramme ; eau distillée, quantité suffisante pour obtenir 100 c. c. de solution. Dans cette formule, nous avons réduit autant que possible la quantité d'iodure de potassium, parce que ce sel diminue le coefficient de coloration.

Les chiffres du tableau 1A renseignent, en millimètres, l'épaisseur du liquide type nécessaire pour obtenir une coloration égale à la coloration d'une couche de 10 millimètres d'épaisseur de la solution glycogénique additionnée des quantités indiquées d'iode.

Tableau 1A.

ORIGINE DU GLYCOGÈNE.	Nombre de gouttes de la solution d'iode à 1 °/₀.			
	10	20	30	40
Lapin	4,7	7,6	10,10	11,6
Amanita	4,2	7,5	10,10	11,7
Bolet	3,6	6,9	9,5	11,5
Levure.	8,6	12,3	14,9	16,7

Dans le tableau 1B, nous donnons, en millimètres également, l'intensité de la coloration des liquides glycogéniques mêmes, rapportée à 10 millimètres de hauteur de couche du liquide type. Ces quantités sont celles observées directement dans nos essais, car pour plus d'exactitude dans nos diverses déterminations, nous comparions les différentes solutions de glycogène iodé à des hauteurs de liquide type toujours les mêmes. Les chiffres du tableau 1A sont déduits par le calcul de ceux-ci, et nous les indiquons parce que, dans le tracé des courbes des diagrammes que nous donnons, il est plus rationnel de rapporter les colorations à des épaisseurs correspondantes de la solution type, ainsi que nous le faisons également pour le coefficient de coloration.

Tableau 1B.

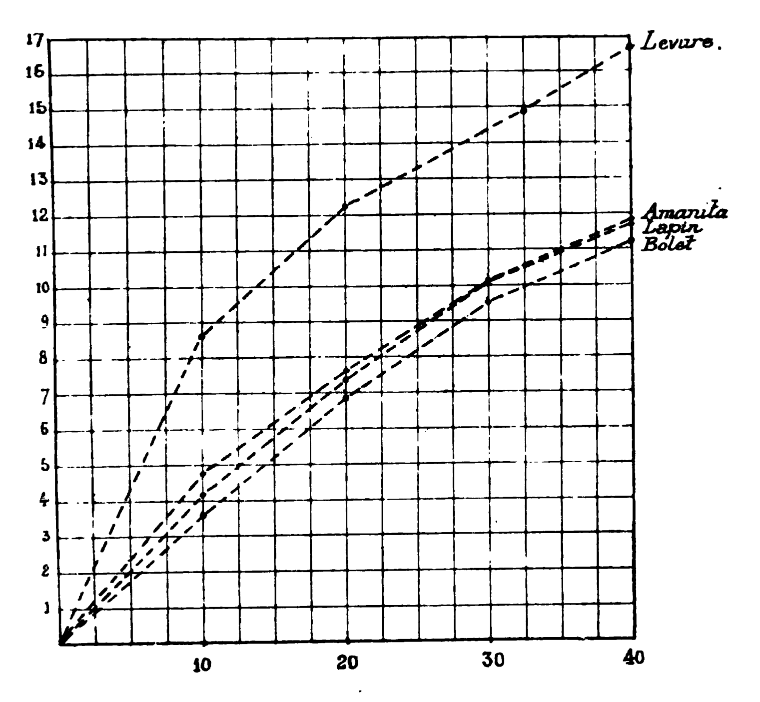
ORIGINE DU GLYCOGÈNE.	Nombre de gouttes de la solution d'iode à 1 %.			
	10	20	30	40
Lapin	21,1	15	9,9	8,6
Amanita	24	15,3	9,9	8,5
Bolet	28	14,5	10,6	8,8
Levure	11,6	8,1	6,7	6

L'examen de ces tableaux fait voir qu'il existe entre les trois premiers glycogènes une très grande ressemblance. La teinte finale est pour ainsi dire identique, et les courbes des colorations, sous l'influence de quantités croissantes d'iode, ne présentent entre elles de légers écarts qu'au début, lorsque la quantité d'iode est très faible, ainsi que le montre le diagramme. Dans celui-ci, de même que dans tous ceux qui vont suivre, les ordonnées représentent en millimètres d'épaisseur

du liquide type les intensités de teinte observées. Les abscisses renseignent les conditions d'expérience, et sont donc variables dans les différents diagrammes.

Diagramme 1.

Courbes des intensités de coloration en présence de quantités croissantes d'iode.



Ces écarts au commencement de la courbe s'expliquent aisément par la difficulté d'obtenir des solutions absolument identiques les unes aux autres, par suite de la grande contingence de ces colorations par l'iode. Nous tenions compte dans nos pesées des quantités d'eau et de sels contenues dans nos glycogènes. Ceux-ci n'étaient jamais séchés à l'étuve, dans la crainte d'une modification légère de leurs propriétés, sous l'influence d'une température de 100° à 105°, continuée pendant

quelque temps, et nous les conservions dans le vide en présence d'acide sulfurique concentré. Une petite quantité des produits ainsi traités, chauffée à 110° jusqu'à poids constant, pesée, puis incinérée, nous permettait de déterminer la quantité d'eau et de cendres contenues par le glycogène séché dans le vide. Seulement, exposé à l'air, celui-ci a une grande tendance à reprendre une certaine proportion d'eau; et si rapide que soit la pesée, à la fin de celle-ci, le corps a déjà absorbé un peu d'humidité.

Quant aux sels contenus dans nos glycogènes, leur proportion était variable et cette inégalité dans la teneur en matières fixes peut aussi expliquer les légères variations de teinte. En outre, d'autres causes pouvaient intervenir aussi : de légères différences dans la température, dans le volume des gouttes d'iode ajoutées et enfin dans la coloration même des divers glycogènes, coloration qui est sujette à de légères variations, et qui est assez difficilement comparable à la teinte du liquide type, lorsque la quantité d'iode est très faible. Avec très peu d'iode, les solutions étendues de glycogène prennent des colorations chamois qui, pour être comparées à la teinte type, devaient être modifiées au moyen de verres colorés en jaune-brun faible.

En ce qui concerne le glycogène de Levure, le diagramme ci-dessus montre qu'il n'est pas identique aux autres. La teinte qu'il donne avec l'iode est plus intense : les premières gouttes du réactif iodé donnent déjà une coloration assez foncée et la teinte finale est aussi plus forte que chez les trois premiers glycogènes. Peut-on attribuer cette différence présentée par le glycogène des Levures aux diverses causes d'erreur signalées plus haut? Nous ne le pensons pas; cette différence est trop marquée, et il faut admettre que le glycogène des Levures se comporte un peu différemment vis-à-vis de l'iode.

Diminution du coefficient de coloration par l'addition d'eau. — Nous avons signalé plus haut que l'addition d'eau à une solution de glycogène colorée par l'iode, produit une diminution de la teinte au delà de la proportion que la dilution fait prévoir, et nous avons appelé coefficient de coloration le rap-

port $\frac{i}{c}$ de l'intensité de la teinte observée, à la dilution de liquide glycogénique. Cette diminution est-elle sensiblement égale chez les divers glycogènes, et le phénomène se produit-il avec la même allure chez celui de Levure que chez les autres?

Pour cette série de recherches, nous nous sommes servi de solutions glycogéniques de même concentration, à 10 c. c. desquelles nous avons ajouté 2 c. c. de la solution d'iode dans l'iodure de potassium à 1 °/₀. Nous déterminions comme précédemment la teinte de ces liquides en prenant comme étalon celle d'une couche de 10 millimètres d'épaisseur de la solution type. Ensuite chaque liquide était successivement dilué de un, puis de deux volumes d'eau distillée, et la teinte chaque fois comparée à celle du liquide type.

Les tableaux ci-dessous donnent les intensités de coloration, en millimètres d'épaisseur de couche de liquide type dans le tableau 2A, et en millimètres d'épaisseur de couche de solution de glycogène dans le tableau 2B. Les colonnes 4 et 6 du tableau 2A indiquent les coefficients K' et K'' de coloration, tandis que les mêmes colonnes du tableau 2B donnent le rapport des teintes de la solution diluée à la solution primitive.

Tableau 2A.

ORIGINE DU GLYCOGÈNE. 1	Teinte de la solution primitive. 2	Teinte de la solution diluée de 1 volume d'eau. 3	Coefficient de coloration $K' = \frac{i}{\frac{1}{2}}$ 4	Teinte de la solution diluée de 2 volumes d'eau. 5	Coefficient de coloration $K'' = \frac{i}{\frac{1}{3}}$ 6
Lapin.	7,8	2,6	5,10	1,4	4,10
Amanita.	7,1	2,5	5,00	1,2	3,60
Bolet	9	2,9	5,80	1,4	4,10
Levure	12,3	4,1	8,10	2,4	7,20

Tableau 2B.

ORIGINE DU GLYCOGÈNE.	Teinte de la solution primitive.	Teinte de la solution diluée de 1 volume d'eau.	Rapport des teintes des colonnes 3 et 2.	Teinte de la solution diluée de 2 volumes d'eau.	Rapport des teintes des colonnes 5 et 2.
1	2	3	4	5	6
Lapin.	12,8	36	2,81	70,4	5,42
Amanita.	14,1	40,9	2,90	82,8	5,87
Bolet	11,1	34,4	3,09	70	6,30
Bolet	»	»	2,90	»	5,77
Bolet	»	»	2,85	»	6,15
Levure	8,1	22,2	2,74	41,3	5,09

Le tableau 2A montre que les glycogènes de Champignons ont un coefficient de coloration qui est très sensiblement le même que celui du lapin. Chez la Levure, ce coefficient est beaucoup plus élevé, mais la diminution progressive de valeurs K, K′, K″ se fait suivant une marche analogue chez tous. Dans le tableau 2B, où le rapport des teintes est donné, on voit qu'il est relativement constant pour une même dilution. La Levure toutefois donne des valeurs un peu plus faibles, mais cependant l'allure générale du phénomène reste la même que chez les autres glycogènes. Les chiffres obtenus avec le Bolet sont un peu trop forts dans une des expériences. L'écart qu'ils

présentent d'avec ceux du lapin ou de l'*Amanita*, doit être attribué aux conditions d'expérience, car, dans des recherches antérieures, nous avons obtenu des valeurs voisines de celles des autres glycogènes et dont nous donnons le rapport dans le tableau 2B. Nous avons toutefois omis d'indiquer les intensités de teinte observées dans ces essais, parce que celles-ci n'avaient pas été rapportées à la teinte de la solution type d'iode à 1 °/₀ ; elles avaient été observées comparativement à une solution, arbitrairement choisie, de glycogène coloré par l'iode. Mais, quoique le liquide de comparaison ait été différent dans ces deux expériences, le rapport entre les intensités de teinte des liquides dilués de un et deux volumes d'eau, est resté néanmoins le même.

Il ne faut pas perdre de vue que ce rapport n'est comparable que lorsque l'on opère dans des conditions identiques. Si l'on modifie la teneur en glycogène du liquide initial, et surtout si la quantité d'iode ajoutée à ce liquide est augmentée ou diminuée, le rapport peut subir des variations assez considérables.

Nous venons de déterminer ce rapport pour des dilutions de un et de deux volumes d'eau, mais que devient ce rapport et comment varie-t-il lorsque la dilution est plus progressive et poussée plus loin? Pour répondre à cette question, nous avons fait deux séries d'expériences en employant le glycogène de l'*Amanita*, qui, dans l'expérience précédente, a montré une très grande analogie avec celui du lapin. Une certaine quantité d'une solution à 1 °/₀ de cet hydrate de carbone a été additionnée d'un égal volume de la solution renfermant 1 °/₀ d'iode. On obtient ainsi un liquide très foncé dans lequel le glycogène se trouve en présence d'un excès d'iode. A 10 c. c. de ce mélange, nous avons ajouté successivement des quantités croissantes d'eau distillée : le tableau 3 donne l'intensité, rapportée au liquide type, de la coloration observée avec chaque dilution. La ligne 3 indique la quantité de glycogène contenue dans 100 c. c. de chaque dilution, et la ligne 4 renseigne le coefficient de coloration. Dans la ligne 5 sont indi-

quées les intensités observées au colorimètre et mesurées en hauteur de solution glycogénique.

Tableau 3.

1. Quantité d'eau ajoutée à 10 c.c. du liquide primitif.	0	2 c.c.	4 c.c.	6 c.c.	10 c.c.	15 c.c.	20 c.c.	25 c.c.
2. Teinte obtenue rapportée à la solution type.	5.7	4,4	3,6	3,3	2,4	1,8	1,3	0.9
3. Quantité de glycogène °/₀ contenue dans le liquide.	0,5	0,416	0,357	0,312	0,250	0,200	0,166	0.142
4. Coefficient de coloration $K = \frac{i}{c}$.	11,4	10,5	10	10,5	9,6	9,0	7,8	6.3
5. Teinte observée directement.	1,7	2,2	2,8	3,3	3,9	5,4	7,3	10.4

Ce tableau montre encore la diminution du coefficient de coloration comme résultat de la dilution. Les valeurs obtenues pour ce coefficient dans les cas de 4 et 6 c. c. d'eau ajoutés sont erronées et sont dues à une cause d'erreur que nous ne pouvons préciser.

Dans l'expérience suivante, nous avons ajouté à un volume déterminé d'une solution contenant également 0,5 °/₀ de glycogène et d'iode, successivement un, deux, trois, etc. volumes d'eau distillée. Les résultats en sont consignés dans les tableaux 4 et le diagramme 2.

Tableau 4A.

1. Nombre de volumes d'eau ajoutés.	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
2. Teinte obtenue rapportée à la solution type.	5,7	2,8	1,5	1	0,7	0,5	0,4	0,3	0,26	0,22
3. Quantité de glycogène °/₀ contenue dans le liquide.	0,5	0,25	0,166	0,125	0,100	0,083	0,071	0,062	0,055	0,050
4. Coefficient de coloration.	11,4	11,2	9	8	7	6	5,6	4,8	4,7	4,4

Dans le tableau suivant, nous donnons les valeurs observées au colorimètre, qui nous ont permis de déduire les chiffres du tableau précédent.

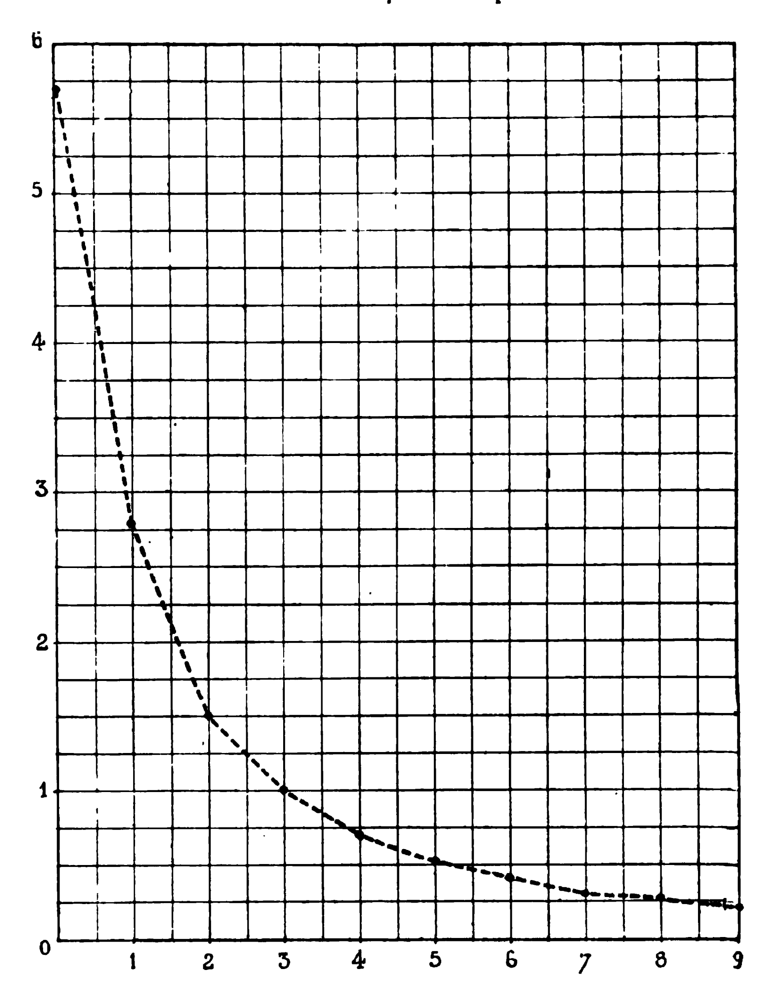
Tableau 4B.

1. Nombre de volumes d'eau ajoutés.	0	1	2	3	4	5	6	7	8	9
2. Teinte observée directement.	1,8	3,6	6,7	10,1	14,8	18,9	24,1	30,6	37,6	44,2
3. Quantité de glycogène °/₀ contenue dans le liquide.	0,5	0,25	0,166	0,125	0,100	0,083	0,071	0,062	0,055	0,050

Le diagramme 2 montre la rapidité avec laquelle décroît la teinte sous l'influence de la dilution. Les abscisses indiquent le nombre de volumes d'eau ajoutés.

Diagramme 2.

Courbes de l'intensité de coloration en présence de quantités croissantes d'eau.



Dans les recherches dont nous venons de donner les résultats, les proportions de glycogène et d'iode variaient à chaque addition d'eau. L'expérience suivante a pour but de déterminer l'intensité des colorations obtenues en ajoutant à des volumes égaux de liquides contenant toujours la même quantité d'iode, des poids variables de glycogène. La proportion d'iode présente dans le liquide était de 0,25 °/₀, et les quantités de glycogène ajoutées ont varié de 0 à 0,75 °/₀.

Le tableau n° 5 indique les intensités rapportées au liquide type, la concentration en glycogène du liquide; la troisième ligne renseigne les chiffres obtenus au colorimètre et dont sont déduits ceux de la première ligne.

Tableau 5.

1. Quantité °/₀ de glycogène ajoutée au liquide.	0	0,01	0,025	0,05	0,075	0,1	0,25	0,50	0,75
2. Teinte obtenue rapportée à la solution type.	0,22	0.39	0.54	0,79	1,1	1,4	2,7	4,5	6,6
3. Teinte observée directement au colorimètre.	44,9	25,3	18,3	12,6	9,2	6,9	3,6	2,0	1,5
4. Coefficient de coloration $K = \frac{i}{c}$.	»	39,0	21,6	15,8	14,6	14	10,8	9	8,8
5. Coefficient de coloration $K_{,} = \frac{i'}{c}$.	»	17	12,8	11,4	11,4	11,8	10	8,3	8

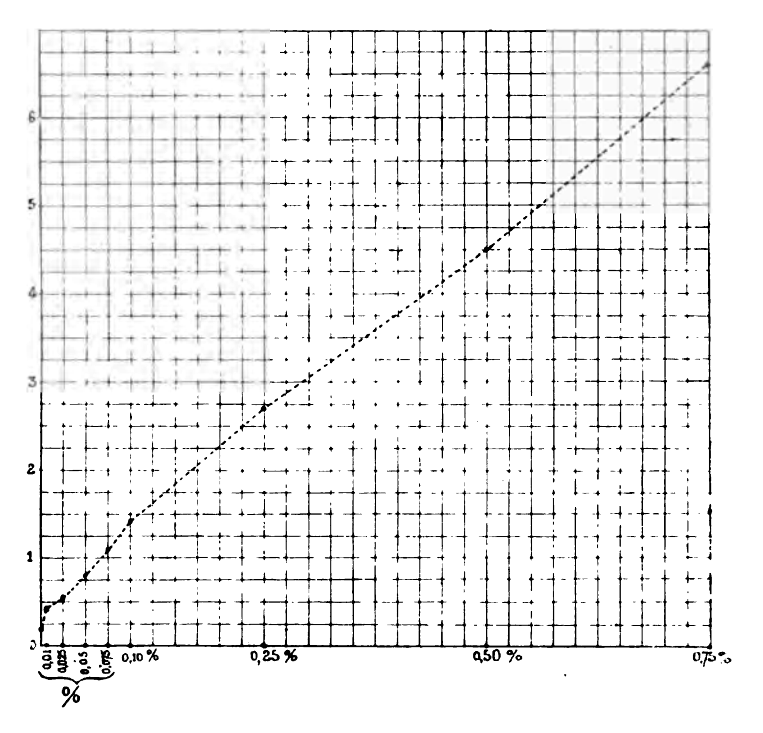
Dans les lignes 4 et 5, nous donnons les coefficients de coloration, calculés dans la ligne 4 d'après la valeur brute de i et

dans la ligne 5 en déduisant des chiffres observés la valeur due à la teinte de l'iode, ce qui donne des valeurs *i'* égales à *i* moins 0,22, qui est l'intensité de la teinte de l'iode seul.

Le diagramme suivant représente la courbe de l'intensité croissante de coloration sous l'influence des quantités de plus en plus grandes de glycogène, les abscisses indiquant la concentration en glycogène.

Diagramme 3.

Courbe de l'intensité de la coloration en présence de quantités croissantes de glycogène.



Ainsi que l'on peut facilement s'en rendre compte par l'examen de ces tableaux et de ces diagrammes, les colorations de

l'« iodure de glycogène » ont des intensités des plus variables et jamais le coefficient de coloration n'est constant. Ce coefficient dépend non seulement des quantités respectives d'hydrate de carbone et d'iode en présence, mais encore de la proportion d'eau, et nous voyons que celle-ci joue un rôle très considérable.

Cette influence de la dilution sur la couleur du mélange d'iode et de glycogène se remarque aussi avec les solutions de dextrines colorées par ce corps. L'addition d'eau fait également pâlir la teinte, et nous avons répété avec des solutions de dextrine la plupart des expériences décrites plus haut. Les résultats que nous avons obtenus ont été les mêmes et il est inutile d'en reproduire ici le détail.

L' « iodure d'amidon » a été également examiné à ce point de vue. Il ne présente pas cette sorte de dissociation étudiée plus haut. Nous avons dilué d'un certain nombre de volumes d'eau des solutions plus ou moins fortement colorées d'iodure d'amidon, et nous avons déterminé la teinte de ces dilutions comparativement aux liquides primitifs non dilués. Dans les limites des proportions que nous avons essayées, le coefficient de coloration est resté invariable, même quand la coloration du liquide était très faible. Jamais nous n'avons observé avec l' « iodure d'amidon » les phénomènes que présentent le glycogène ou la dextrine. L'eau seule ne semble pas avoir d'action appréciable sur l' « iodure d'amidon » une fois formé, mais nous verrons plus loin que l'eau additionnée d'alcool agit sur lui, de la même façon que l'eau seule sur l' « iodure de glycogène ».

Action de diverses substances en solution sur la coloration de l' « iodure de glycogène ». — Divers auteurs, ainsi que nous l'avons dit plus haut, ont signalé l'action modificatrice qu'exercent certaines substances sur l'intensité de la teinte du glycogène coloré par l'iode. Nous avons vérifié l'influence de quelques-uns de ces corps sur des solutions de glycogène de Bolet à 1 ‰. A un volume déterminé de ce liquide, on ajoutait la substance et on y versait ensuite peu à peu une solution d'iode



dans l'iodure de potassium, en examinant au colorimètre la teinte produite. L'examen était fait après l'addition à 10 c. c. de liquide de 4, 8, 12, 16, 20, 30 et 40 gouttes de la solution iodée à 1 °/₀.

Dans le tableau n° 6 sont renseignés les résultats obtenus avec l'iodure de potassium, l'alcool et le chlorure de sodium. Ces exemples pourraient être multipliés, mais ceux-ci suffisent à rendre évidente l'influence considérable de beaucoup de matières. A dessein, nous avons fait usage de concentrations faibles, afin de montrer que de petites quantités de substances chimiques peuvent augmenter ou diminuer très notablement la teinte.

Les chiffres dans les colones 2, 3, 4 et 5 indiquent en millimètres la hauteur de couche de liquide type dont l'intensité de teinte est la même que celle d'une couche de 10 millimètres d'épaisseur du liquide observé.

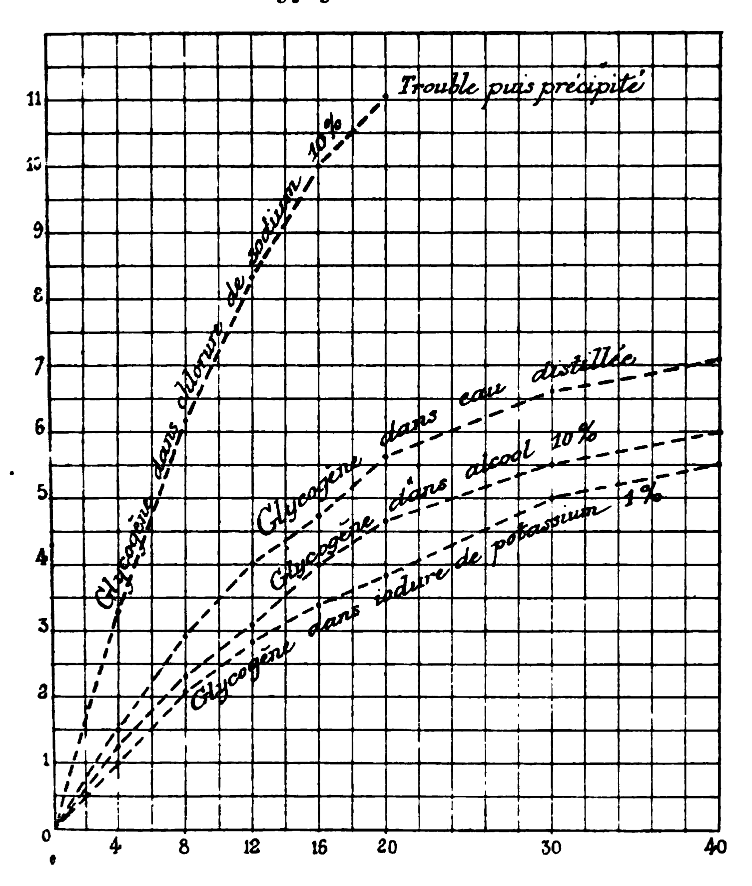
Tableau 6.

Nombre de gouttes de IKI à 1 °/o ajoutées.	10 centimètres cubes solution de glycogène à 1 °/oo.	Solution glycogénique add. de 1 °/o KI.	Solution glycogénique add. de 10 °/o alcool.	Solution glycogénique add. de 10 °/o Nacl.
4	1,5	1	1,2	3,3
8	2,9	2,1	2,3	6,2
12	4	2,8	3,1	8,3
16	4,7	3,4	4,0	10,0
20	5,7	3,8	4,7	11,1
30	6,6	5	5,5	Liquide très trouble.
40	7,1	5,5	6,0	Précipité.

Le diagramme suivant fait mieux ressortir encore l'influence des sels. Les abscisses indiquent les quantités croissantes d'iode ajouté.

Diagramme 4.

Action modificatrice de quelques substances sur la coloration du glycogène additionné d'iode.



Dans l'expérience avec le chlorure de sodium, on voit que le glycogène uni à l'iode s'est précipité lorsque la quantité d'iode est devenue assez forte. Il y a là un phénomène analogue à celui qui se produit avec l' « iodure d'amidon ». Mais dans ce dernier cas, celui-ci est déjà complètement précipité sous l'influence de quantités relativement faibles de sels ou d'acides,

tandis que la précipitation de l' « iodure de glycogène » nécessite une concentration beaucoup plus forte et est, de plus, toujours incomplète. La coloration du liquide surnageant montre, en effet, qu'une certaine quantité de glycogène reste néanmoins en solution. En outre, alors que l' « iodure d'amidon » est insoluble ou à peu près dans l'eau distillée froide, l' « iodure de glycogène » se redissout avec la plus grande facilité et cette allure ne permet pas de le soumettre à des dosages chimiques précis.

La dextrine se comporte aussi de la même manière que le glycogène, et elle subit d'une façon tout aussi intense l'action modificatrice de nombreuses substances.

L'amidon, de son côté, offre plus de fixité. Nous avons signalé antérieurement que l' « iodure d'amidon » ne présentait pas de décomposition sensible sous l'influence de quantités de plus en plus grandes d'eau ajoutée. Nous avons également recherché si l'iodure de potassium ajouté à des solutions de concentrations diverses occasionnait une sorte de dissociation. Les résultats ont été négatifs. Toutefois, il faut se rappeler que les sels précipitent très rapidement l' « iodure d'amidon » et, dans le cas de l'iodure de potassium, la précipitation se produit déjà en présence de moins de 1 °/₀ de ce sel. La comparaison des teintes au colorimètre devient difficile à faire, parce que la coloration sous l'influence des sels est légèrement modifiée et devient plus violette.

L'influence de l'alcool est plus intéressante à étudier. Il ne produit pas aussi rapidement la précipitation de l'iodure d'amidon, et en solution diluée, il provoque la même dissociation que celle observée avec l'iodure de glycogène par l'addition d'eau. Si à une solution d'iodure d'amidon on ajoute 10 °/₀ d'alcool, on ne remarque qu'une faible diminution de la teinte. Si alors on dilue cette solution de son volume d'eau alcoolisée à 10 °/₀, il se produit un affaiblissement marqué de la coloration. En employant de l'alcool à 20 °/₀, le phénomène devient alors très net. Si l'on compare les teintes de deux liquides à même concentration d'iodure d'amidon et dont l'un renferme 20 °/₀ d'alcool, les intensités sont dans le rapport de de 10 à 12. Ajoutons à la solution alcoolique un volume égal

d'eau alcoolisée à 20 °/₀, les intensités des deux liquides seront alors dans le rapport de 10 à 28 ; et si l'on ajoute encore un volume d'eau à 20 °/₀ d'alcool, les hauteurs de couches liquides pour obtenir l'égalité de teinte deviendront respectivement 10 et 58,9. On peut donc conclure qu'à la température ordinaire l'eau alcoolisée décompose l' « iodure d'amidon », de la même manière que l'eau pure décompose l' « iodure de glycogène ». Il en résulte, en d'autres termes, qu'il n'y a entre les deux corps qu'une différence dans le degré de stabilité, lorsqu'ils se trouvent dans des conditions identiques.

On peut appliquer à l' « iodure d'amidon » le terme de coefficient de coloration, avec la même signification que nous lui avons donnée à propos du glycogène coloré par l'iode, et nous dirons donc que l'eau alcoolisée en abaisse le coefficient de coloration.

Action de la chaleur. — L'un des caractères essentiels du glycogène coloré par l'iode est sa décoloration sous l'influence de la chaleur. Tous nos glycogènes présentaient cette propriété, dont nous nous sommes également servi pour nous assurer de leur identité.

Nous avons suivi la marche du phénomène sur des solutions à 0,2 °/₀ de glycogène de lapin, de moule, d'*Amanita*, de Bolet, de *Phallus* et de Levure. A 10 c. c. de chacune des solutions, nous avons ajouté 40 gouttes d'une solution d'iode à 1 °/₀ dans l'iodure de potassium. Les liquides colorés ont été mis dans des tubes à réactifs d'égal diamètre, plongeant tous dans de l'eau contenue dans un grand vase de Bohême. Celui-ci était chauffé lentement et on observait la marche de la température sur un thermomètre placé dans un tube à réactif contenant 10 c. c. d'eau distillée additionnée d'une quantité d'iode égale à celle que renfermaient les solutions de glycogène. Ce tube servait en même temps de témoin.

A la température ordinaire, toutes les solutions de glycogène présentaient la même teinte brun-rouge, sauf celle du glycogène de Levure dont la teinte était plus foncée.

Sous l'influence de la chaleur, les glycogènes de lapin, de moule, de Bolet, d'*Amanita* et de *Phallus* se comportent de la même manière. Entre 35°-38°, les colorations deviennent plus claires, mais elles ne commencent à virer vers le jaune qu'à partir de 55°. Vers 58°-60°, la teinte devient difficilement appréciable; à 63°, la décoloration est presque complète et à partir de 65°, toute élévation de température ne fait plus varier la teinte, qui est devenue presque aussi pâle que celle du tube témoin.

En laissant refroidir lentement les liquides, on constate la réapparition de la teinte à partir de 60°. Très faible d'abord, elle s'accentue peu à peu, mais avec un retard sur la température de coloration correspondante. A 50°, la coloration équivaut à peine à celle du liquide primitivement chauffé à 55°, et il y a ainsi un retard de 5° à 6° dans la recoloration. La cause de ce retard est due à la volatilisation d'une partie de l'iode, sous l'influence de la température. Lorsque les liquides sont complètement refroidis, ils ont repris une teinte à très peu près semblable à celle du liquide primitif.

La coloration du glycogène de Levure était légèrement différente, à froid, de celle des autres glycogènes. Sa température de décoloration s'écarte également des chiffres que nous venons de donner; elle est plus élevée. Par la chaleur croissante, on constate que l'intensité de la teinte diminue graduellement, comme chez les autres glycogènes. Mais alors que ceux-ci, vers 58°-60°, sont déjà presque décolorés, celui de Levure présente encore une teinte brune très nette, presque aussi intense que celle d'une solution d'iode à 1 %. A 63°-65°, elle s'est beaucoup affaiblie, et la décoloration est complète à 72°-73°. En laissant refroidir, la teinte reparaît. Cette recoloration se fait de la même manière et avec le même retard que chez les autres glycogènes.

On peut déjà constater, d'après ce qui vient d'être dit, que la décoloration par la chaleur n'est pas un phénomène brusque, se produisant à une température déterminée. Elle se fait insensiblement, le glycogène présentant une avidité pour l'iode de moins en moins grande à mesure que s'élève la température, et la décoloration complète à 65° pour la plupart des glycogènes

en solutions étendues peut s'expliquer en admettant qu'à cette température, le glycogène n'a plus d'affinité pour l'iode.

Afin de pouvoir tracer la courbe de la décoloration et de la réapparition de la teinte, nous avons fait une nouvelle recherche, dans le but de déterminer le plus exactement possible, à diverses températures, l'intensité de la teinte comparativement à la coloration du liquide type dont nous avons fait usage dans les essais antérieurs.

Nous avons opéré avec une solution de glycogène d'*Amanita* à 1 °/₀, renfermant 0,025 °/₀ d'iode. Les intensités de teinte ont été déterminées au colorimètre. Le récipient dans lequel se trouvait la solution de glycogène plongeait dans un autre récipient disposé de façon à pouvoir y faire passer un courant continu d'eau graduellement chauffée. La température était donnée par un thermomètre placé dans le liquide glycogénique.

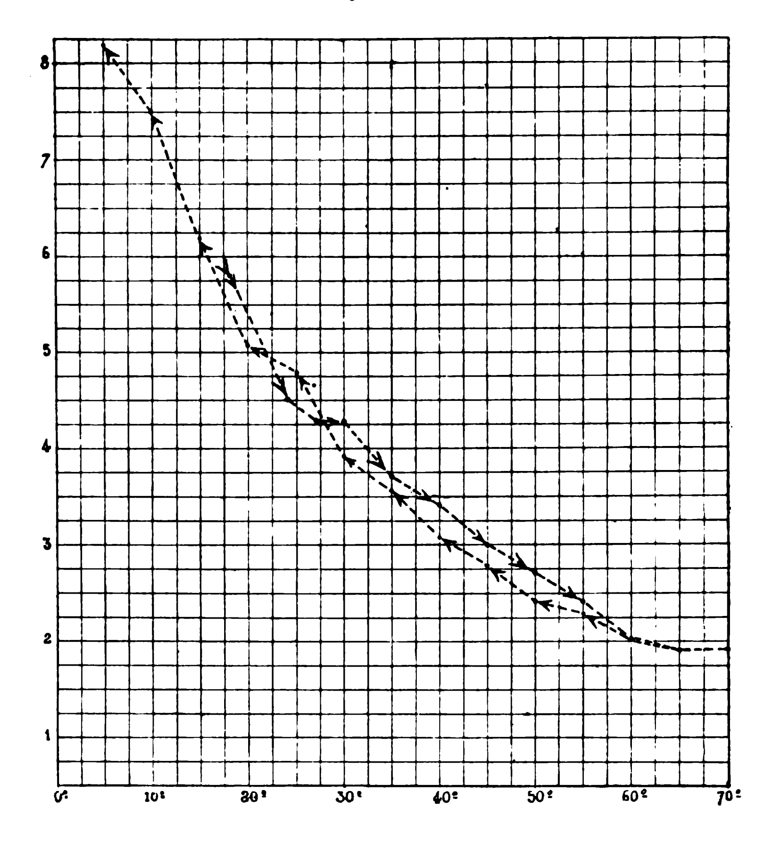
Le tableau ci-dessous renseigne les intensités observées aux températures indiquées, pendant la décoloration et pendant la recoloration.

Tableau 7.

ÉCHAUFFEMENT.		REFROIDISSEMENT.	
Température.	Intensité de teinte.	Température.	Intensité de teinte.
18°	5,8	65°	1,9
24°	4,5	60°	2
27°	4,3	55°	2,3
30°	4,3	50°	2,4
35°	3,7	45°	2,8
40°	3,4	40°	3,1
45°	3	35°	3,6
50°	2,7	30°	3,9
55°	2,4	25°	4,8
60°	2	20°	5,1
65°	1,9	15°	6,2
		10°	7,5
		5°	8,2

Diagramme 5.

Courbe de la décoloration du glycogène iodé par la chaleur et de la réapparition de la teinte par le refroidissement.



Les chiffres de ce tableau et les courbes du diagramme montrent bien la continuité du phénomène. On constate, en outre, qu'à la température ordinaire, la coloration n'a pas atteint son maximum et qu'elle continue à augmenter considérablement jusque 0°. On remarque également qu'ici, dans le refroidissement, les mêmes teintes reparaissent assez exac-

tement à la même température qu'elles avaient disparu. Il n'y a plus ce retard de 5° observé dans l'expérience précédente, et qui était dû à ce qu'une partie de l'iode s'était volatilisée pendant l'échauffement des liquides en tubes ouverts.

Influence de l'alcool sur la température de décoloration. — Les substances qui modifient l'intensité de la teinte du glycogène iodé à la température ordinaire, exercent aussi une action sur la température de décoloration, pouvant l'élever ou l'abaisser. A ce point de vue, l'influence de l'alcool est particulièrement intéressante. On sait que dans l'alcool absolu et même dans l'alcool à 80 °/₀ ou 90 °/₀, l'iode ne colore ni le glycogène ni l'amidon. Lorsque l'alcool est plus faible, inférieur à 30 °/₀, la coloration se produit, et avec d'autant plus d'intensité que l'alcool se trouve à plus faible concentration.

Si l'on détermine le point de décoloration par la chaleur de solutions plus ou moins alcooliques, on constate qu'il est d'autant plus bas que la teneur en alcool est plus forte, et déjà avec 40 °/₀ d'alcool, il n'y a plus de coloration notable à la température ordinaire. Nous avons recherché si en abaissant la température, la coloration apparaissait dans cette solution et dans d'autres plus riches en alcool. Le résultat a été affirmatif.

Nous avons opéré avec du glycogène de Bolet en solution à 0,2 °/₀. Cette faible concentration a été préférée afin d'éviter une précipitation par l'alcool. Le glycogène, en effet, est précipité par deux volumes d'alcool; mais, lorsque la solution est assez concentrée, une séparation se produit déjà avec beaucoup moins d'alcool et elle est encore accélérée par la présence de sels. Ainsi, nos solutions à 0,2 °/₀ qui, dans l'alcool à 60 °/₀ employé seul, ne présentaient pas de précipité, mais avaient un aspect laiteux, laissaient se déposer la plus grande partie du glycogène par l'addition de l'iode dans l'iodure de potassium.

Nous avons consigné dans le tableau n° 8 les températures de décoloration de solutions renfermant toujours 0.2 °/₀ de glycogène et des quantités croissantes d'alcool.

Tableau 8.

Teneur en alcool.	0	10 %	20 %	30 %	35 %	40 %	45 %	50 %	60 %	80 %
Température de décoloration.	65°	50°	40°	31°	26°	0°	— 18°	presque incolore à — 18°		incolore à - 18°

On voit, d'après ce tableau, combien la température de décoloration tombe rapidement. Avec 40 % d'alcool, il faut refroidir la solution vers 0° pour la voir se colorer. En présence de 45 % d'alcool, presque tout le glycogène est précipité; mais ce glycogène, qui était presque incolore à 0°, s'est coloré en brun foncé à — 18°. A cette même température, le glycogène dans l'alcool à 50 % et à 60 % n'accusait qu'une teinte légèrement jaunâtre, plus faible dans l'alcool plus concentré. Quant au glycogène en présence d'alcool à 80 %, il est resté complètement incolore. Nous n'avions pas à notre disposition de moyens d'obtenir une température plus basse que —18°, et nous n'avons pu vérifier si, en continuant d'abaisser la température, le glycogène était coloré par l'iode en présence de quantités d'alcool supérieures à 50 %. A notre avis, d'après le tableau ci-dessus, il ne doit y avoir aucun doute à cet égard. Toutefois, il serait intéressant de pouvoir déterminer expérimentalement les températures auxquelles le phénomène se produit et vérifier s'il a lieu également dans l'alcool absolu.

L' « iodure d'amidon » se comporte, à ce point de vue, comme le glycogène iodé. Sa température de décoloration est plus élevée, et la concentration de la solution joue ici un très grand rôle.

Mais lorsque l'on y ajoute des quantités croissantes d'alcool, la température de décoloration diminue rapidement et, comme avec le glycogène, en présence d'un certain titre en alcool, on n'obtient plus de coloration à la température ordinaire. Ici aussi, il serait intéressant de vérifier par l'expérience, si la coloration apparaît dans l'alcool absolu et à quelle température.

Nécessité de la présence d'iode « combiné » pour obtenir la coloration brune. — Mylius [1] a montré que pour obtenir la coloration bleue de l'amidon par l'iode, il fallait, de toute nécessité, outre l'eau, la présence d'une certaine quantité d'acide iodhydrique libre ou combiné. L'eau iodée, fraîchement préparée au moyen d'iode soigneusement lavé, ne colore pas l'amidon. En ajoutant une trace d'un iodure, ou d'un corps pouvant provoquer la formation d'acide iodhydrique, l'amidon devient bleu.

Cette nécessité de l'iode « combiné » et en quantité déterminée, que semble ne pas admettre complètement Küster [2], existe également pour le glycogène. Nous avons pu l'observer au cours de nos recherches, dans nos expériences de colorimétrie destinées à constater l'influence de l'addition d'eau sur l'intensité de la teinte du glycogène coloré par l'iode. Ayant remarqué que l'iodure de potassium avait une grande influence sur la coloration, nous avions eu l'intention de supprimer l'emploi de la solution d'iode dans ce sel, et de colorer directement le glycogène au moyen d'iode pur, ainsi que le recommande Külz dans le dosage colorimétrique.

Nous avions d'abord essayé l'action de l'iode à froid, en mettant un excès de cristaux d'iode non lavés dans la solution glycogénique. Mais, en opérant ainsi, la coloration se fait très lentement et d'autant plus lentement que la teneur en glycogène est plus faible. Au bout d'un mois, les liquides n'avaient pas encore pris la coloration maximum.

Pour obtenir plus rapidement la coloration, nous avons alors chauffé la solution de glycogène avec de l'iode soigneusement lavé cette fois. Nous avions fait ce lavage pour enlever toute trace d'acide iodhydrique, afin d'éviter une action possible de cet acide sur le glycogène. La solution était chauffée au bain-marie jusqu'à apparition de vapeurs d'iode. On laissait

[1] Mylius, *Ueber die blaue Iodstärke und die blaue Iodcholsäure* (Zeitschr. f. physiol. Chemie, Bd XI, p. 306, et Ber. d. d. chem. Ges., 1887, p. 688).

[2] Küster, *loc. cit*, p. 370.

refroidir. Mais par le refroidissement, la teinte brune du glycogène iodé ne se montrait pas et le liquide restait jaune. Pour la faire apparaître, il suffisait alors d'ajouter une goutte d'une solution d'iodure de potassium, d'acide sulfureux, ou d'un sulfite alcalin. En se servant d'une solution diluée, on remarque très bien qu'il faut en ajouter une certaine quantité avant d'obtenir le maximum de teinte.

Cette nécessité de l'iode « combiné » pour provoquer la coloration, est une nouvelle preuve de l'analogie de l'action de ce corps sur l'amidon et sur le glycogène.

Conclusions. — Quelle peut être la cause de la coloration brune du glycogène sous l'influence de l'iode? Provient-elle de la formation d'une véritable combinaison chimique, ou bien résulte-t-elle d'un simple mélange des deux corps?

La réponse à cette question est des plus délicates, car si, dans les cas typiques, la combinaison et le mélange sont des choses bien distinctes, il existe cependant entre les deux de nombreux cas de transition. Pour n'en citer que quelques-uns et pour donner à grands traits une idée des formes de transition que l'on peut intercaler entre les termes extrêmes de la série des manifestations diverses de l'affinité, nous mentionnerons : les combinaisons moléculaires à proportions définies, les combinaisons moléculaires à proportions variables, les alliages, les dissolutions et enfin les mélanges.

Ce qui caractérise surtout le composé chimique, c'est la fixité du rapport suivant lequel ses divers éléments sont combinés. Mais ce rapport constant, le retrouve-t-on lorsque de l'iode se porte sur l'amidon ou sur le glycogène?

En ce qui concerne le premier de ces hydrates de carbone, on sait que la quantité d'iode qu'il peut fixer varie, suivant les conditions d'expérience, entre 2 et 41 °/₀. Cependant, parmi les innombrables « iodures d'amidon » que l'on peut préparer, on n'en remarque aucun dont les propriétés ne soient pas semblables à celles des autres, et qui jouisse d'une fixité plus grande. Cette variabilité dans la proportion d'iode absorbé

peut être le résultat d'un mélange de quantités variables d'iodure d'amidon vrai et d'amidon. Mais, jusqu'à présent, rien ne confirme l'existence d'un tel mélange, et dans l'état actuel de nos connaissances, il est rationnel d'admettre avec Duclaux et Küster que l' « iodure d'amidon » n'est pas une vraie combinaison chimique.

Le glycogène également fixe des quantités variables d'iode. Ici les dosages directs ne sont guère praticables, par suite des nombreuses causes d'erreur que nous avons signalées au début de ce chapitre. Jusqu'à un certain point, il est possible d'évaluer approximativement la quantité maximum d'iode qu'absorbe le glycogène, en se basant sur les intensités de teinte du produit et en admettant que ce maximum est atteint lorsque la coloration n'augmente plus par une nouvelle addition.

D'après nos divers essais, il semble que la proportion maximum d'iode libre absorbée par le glycogène doit être moins de 30 %. Quant à la proportion minimum, il est impossible de l'évaluer, mais nous sommes porté à admettre qu'en dessous de 30 %, le glycogène peut fixer de l'iode en toute proportion.

Les résultats de la plupart de nos recherches pourraient s'expliquer en admettant l'hypothèse de l'existence d'un composé défini, facilement dissociable. Ainsi, la diminution de la coloration sous l'influence de l'eau, de certains corps, de la chaleur, trouverait son explication dans un phénomène de dissociation partielle.

Seulement, les choses se passent-elles ici comme dans le cas d'une dissociation proprement dite, comme, par exemple, la dissociation du carbonate de calcium par la chaleur ou bien celle du sulfate mercurique par l'eau? Dans ces deux cas, pour chaque température déterminée ou pour chaque quantité d'eau employée (les substances étant supposées en quantités suffisantes), il se produit un état d'équilibre qui est indépendant du poids de carbonate de calcium et de chaux vive formée d'une part, ou du poids de sulfate mercurique et de sel basique

d'autre part, et qui ne dépend que de la tension de l'anhydride carbonique ou de la teneur du liquide en acide sulfurique.

Cet état d'équilibre ne se constate pas avec l'iodure de glycogène. Dans le tableau 5, nous voyons la teinte du liquide augmenter continuellement par l'addition de nouvelles quantités de glycogène, la proportion d'eau et d'iode restant constante. S'il s'agissait d'une véritable dissociation, il devrait arriver un moment où, l'équilibre étant établi, il ne se produirait plus de modification par une addition quelconque de glycogène.

Étant donnée l'analogie qui existe entre l' « iodure de glycogène » et celui d'amidon, on peut encore avoir recours aux caractères présentés par ce dernier pour ne pas admettre l'idée d'une dissociation proprement dite; car si celle-ci avait lieu, on devrait, dans les solutions partiellement dissociées d' « iodure d'amidon », pouvoir précipiter, au moyen des sels ou des acides, la portion du corps non décomposée, et l'obtenir chaque fois avec la même composition, ce qui n'a jamais lieu.

L'allure des colorations dans les diverses conditions que nous avons étudiées, semble plutôt devoir être considérée comme le résultat d'un conflit permanent entre les molécules de glycogène, d'iode et d'eau. L'iode se partage entre les deux autres corps, suivant des proportions qui sont fonction des quantités d'hydrate de carbone et d'eau en présence, et ce que certains tableaux montrent à l'évidence, c'est l'influence de la proportion plus ou moins grande de l'un ou de l'autre. En d'autres termes, ce sont les *masses* qui jouent le rôle principal, et le phénomène peut être envisagé (si l'on désire conserver le mot commode de dissociation) comme une ***dissociation par action de masse,*** qui obéit aux lois assez complexes des coefficients de partage. A ces coefficients de partage se rattache le cas de la répartition d'un corps entre deux dissolvants qui ne se mélangent pas, et nous pouvons citer comme exemple l'iode en présence d'eau et d'éther. Ce cas est assez

voisin de celui de l' « iodure de glycogène », surtout si l'on veut bien se rappeler que le glycogène n'est pas réellement dissous.

De même que l'éther peut enlever tout l'iode dissous dans l'eau, de même, pensons-nous, le glycogène pourrait, ajouté en quantité suffisante, prendre à l'eau la totalité de l'iode qu'elle contient. Cette expérience, qui n'est pas possible avec ce corps, peut se faire avec l'amidon. Celui-ci, comme l'éther ou le chloroforme, décolore complètement l'eau iodée, même en présence d'iodure de potassium. Il décolore également l' « iodure de glycogène » ou les solutions de dextrine colorées par l'iode.

Tous ces faits sont très favorables à l'idée que ces iodures d'hydrates de carbone ne sont que des solutions d'iode dans ces corps. Mais il ne peut être question ici d'une solution proprement dite, comme dans le cas de l'eau et d'un sel soluble. En effet, il ne suffit pas de mettre en présence de l'iode et de l'amidon ou du glycogène, pour obtenir la coloration. Rien ne se produit dans ce cas, et il est de toute nécessité, pour provoquer la formation de l' « iodure », d'ajouter de l'eau et de l' « iode combiné », lequel semble jouer ici le rôle du mordant dans les phénomènes très peu connus de teinture.

D'après ce que nous venons de dire, on peut considérer ces colorations produites par l'iode comme le fait de la solution, ou plutôt de la fixation du métalloïde par les molécules d'amidon ou de glycogène. C'est donc une sorte d'absorption, ou d'adhésion moléculaire, suivant l'expression de Duclaux. A ces termes, nous préférons celui de *phénomènes d'adsorption*, indiqué par Ostwald, qui implique non seulement une sorte d'attraction physique, mais en plus une certaine affinité chimique.

En terminant, nous désirons attirer l'attention sur le fait que ces phénomènes de coloration par l'iode se produisent uniquement sur des corps non dissous, et cette fixation de l'iode peut être aussi considérée comme des *solutions sèches*. Parmi les corps qui se colorent ainsi, ceux qui ont le plus attiré l'atten-

tion sont ceux qui donnent des colorations bleues analogues à celle de l'amidon. Parmi ces corps on peut citer, outre l'amidon, l'isolichénine, quelques mucilages et substances cellulosiques, la narcéine, le sous-acétate de lanthane gélatineux, l'acide cholalique, l'acide thallonique et l'amidon soluble de Dufour. Chez tous, la présence d'eau et d' « iode combiné » semble indispensable, de même que leur état de non-solution. Lorsque la narcéine, l'acide cholalique ou l'amidon soluble de Dufour, par exemple, sont à l'état de véritable solution, la coloration ne se produit pas, ainsi que nous avons pu le vérifier, et elle apparaît dès que l'on provoque la précipitation de la substance.

VI.

DOSAGE COLORIMÉTRIQUE RAPIDE DU GLYCOGÈNE.

Le moyen le seul exact de doser le glycogène consiste à le séparer à l'état de pureté et à le peser directement. Mais cette opération, longue et délicate, produit toujours un déficit, assez faible, il est vrai, lorsque l'on a affaire à des tissus animaux, mais qui devient très considérable quand il s'agit de végétaux. La purification du glycogène des Champignons ou des Levures est des plus longues ; et, ainsi que nous avons déjà insisté sur ce point, elle n'est possible qu'avec une perte considérable de matière qui, dans certains cas, peut aller jusque 50 % et plus.

Le dosage polarimétrique que Külz recommande est également peu praticable avec les tissus végétaux, car il exige, comme la pesée, la séparation complète des matières gommeuses ou mucilagineuses, douées aussi d'un pouvoir rotatoire élevé et donnant des sucres réducteurs par l'inversion.

Malgré toutes ses imperfections, c'est donc uniquement au dosage colorimétrique que l'on peut avoir recours dans le cas actuel. L'emploi de la colorimétrie, préconisé à plusieurs reprises, a été combattu maintes fois et surtout par Külz. Ce procédé, en effet, est sujet à de nombreuses causes d'erreur,

et nous avons exposé avec trop de détails la grande contingence de l'intensité de coloration de l' « iodure de glycogène », pour qu'il soit nécessaire d'y revenir. Toutefois, il offre de grands avantages, et si l'on ne peut le recommander quand il s'agit de recherches très précises, nous estimons néanmoins qu'il peut rendre des services très signalés lorsque l'on veut se rendre compte approximativement de la richesse d'un tissu. Ses avantages sont essentiellement la rapidité avec laquelle le dosage peut être fait, la très faible quantité de matières qu'il nécessite et la simplicité du traitement préalable.

Voici comment il nous a paru préférable d'opérer : 1 gramme, en moyenne, de poudre la plus fine possible de Champignons bien séchés, est épuisé par l'eau bouillante très légèrement alcaline, à plusieurs reprises. Tous les liquides sont réunis et amenés, par addition d'eau distillée, après neutralisation parfaite, à un volume bien déterminé, qui est en moyenne de 50 à 100 c. c., de façon à obtenir une liqueur dans laquelle le glycogène soit à la concentration d'environ 0.2 à 0.4 °/₀. Si l'on ignore complètement la richesse approximative de la poudre, on la déterminera par un essai préliminaire.

Le liquide, après avoir été amené à un volume exactement mesuré, est filtré et une petite quantité du filtrat est additionnée de quelques cristaux d'iode. 10 c. c. de liquide sont largement suffisants pour cet essai. On les chauffe au bain-marie jusqu'à apparition de vapeurs d'iode, puis on refroidit rapidement.

Pour déterminer l'intensité de la teinte et par suite la richesse en glycogène, au lieu de la rapporter à la coloration de la solution d'iode à 1 °/₀ qui nous a servi d'étalon précédemment, il est préférable d'opérer comparativement avec une solution titrée de glycogène pur (à 0.2 °/₀ environ) de la même espèce que celle en expérience. Cette solution est chauffée au bain-marie, de la même manière que le liquide à essayer, avec quelques cristaux d'iode. Il arrive souvent ici, quand le glycogène est très pur, que la teinte brune ne se produit pas par le refroidissement. Dans ce cas, il suffit d'ajouter une très

petite quantité d'iodure de potassium, quelques centigrammes au plus. On compare au colorimètre les intensités de teintes des deux liquides et de celles-ci, il est alors très aisé de déduire la richesse de la poudre en glycogène.

Dans le liquide en expérience, il peut se trouver à côté du glycogène d'autres substances qui fixent de l'iode, comme les albuminoïdes par exemple, et il s'ensuivra que la teinte due à ces corps s'ajoutera à celle produite par le glycogène. Pour éviter cette cause d'erreur, qui est généralement très faible, il suffit de déterminer la coloration du liquide chaud et de la déduire de celle du liquide refroidi, la teinte donnée par ces substances étrangères ne se modifiant guère sous l'action d'une chaleur pas trop élevée, tandis que l' « iodure de glycogène » est décoloré entre 65° et 73°.

Par ce procédé, nous avons déterminé la richesse en glycogène de notre poudre de Bolet. Elle renfermait vingt parties de cet hydrate de carbone pour cent de poudre sèche. La poudre d'*Amanita* en contenait 14 °/₀. Nous avons également dosé un échantillon de Levure. Il a donné 31 °/₀ de glycogène. Examiné au microscope, cet échantillon contenait cependant beaucoup de cellules peu riches, et par suite nous estimons que la Levure peut mettre en réserve une proportion de glycogène plus forte encore.

Quoi qu'il en soit, ces chiffres suffisent à montrer que le glycogène peut s'accumuler en quantité considérable chez certains Champignons.

Pour vérifier les résultats de cette méthode de dosage, nous avons fait comparativement sur des moules le dosage colorimétrique et le dosage par pesées du glycogène. La concordance a été des plus satisfaisantes. Nous avons obtenu par pesées, 12 °/₀ du poids sec, et par la colorimétrie, 12.5 °/₀.

VII.

CONCLUSIONS GÉNÉRALES.

Nous nous sommes efforcé, au cours de ce travail, d'étudier aussi complètement que possible les propriétés physiques et chimiques présentées par les divers glycogènes que nous avons extraits des Champignons, des Levures et des tissus animaux. Il résulte bien de nos recherches qu'il n'existe aucun caractère différentiel entre les produits d'origine animale et ceux qui proviennent des végétaux. C'est la même espèce chimique que l'on trouve dans les deux règnes, ainsi que l'avait affirmé Errera pour la première fois, en 1882, et nos résultats confirment en tous points sa conclusion.

Sans revenir sur les méthodes d'extraction assez compliquées que nous avons décrites avec beaucoup de détails et qui nous ont permis d'obtenir des produits d'une grande pureté, nous désirons toutefois nous arrêter un instant sur les résultats fournis par l'examen chimique de ces glycogènes. Dans nos divers essais, tous se comportent d'une manière analogue. Parfois, de très légères différences se constatent dans certains caractères, et nous aurons soin d'y revenir plus loin. Mais auparavant, passons rapidement en revue les propriétés communes à tous ces glycogènes.

Toujours, ce sont des substances ternaires, non azotées, non combinées à des substances minérales quelconques. Tous présentent cette solubilité apparente dans l'eau sur laquelle nous avons insisté à plusieurs reprises. Ces « pseudo-solutions » sont opalescentes et se comportent d'une façon semblable vis-à-vis des divers réactifs. Les mêmes corps précipitent toutes ces solutions, comme l'alcool, l'acide acétique, certains sels neutres ou basiques; et, fait plus important, les réactifs qui sont sans action sur le glycogène animal, se conduisent de même en présence du glycogène des végétaux.

Leur composition chimique est identique et répond chez

tous à une même formule $6(C^6H^{10}O^5)+H^2O$. Ils sont fortement dextrogyres : leur pouvoir rotatoire est sensiblement le même, en moyenne 189°.18 et les écarts très faibles que nous avons observés ne peuvent être attribués à des différences de composition, mais bien à de légères causes d'erreur qu'on ne saurait éviter.

Lorsque l'on soumet les différents glycogènes à l'action soit des diastases, soit des acides minéraux dilués et de la chaleur, les produits résultant du morcellement des molécules de l'hydrate de carbone sont les mêmes chez tous. La salive donne, comme produit final, probablement de la maltose, tandis que les acides occasionnent un dédoublement en dextrose.

Nous avons, en un chapitre spécial, étudié de très près l'action de l'iode sur chacun de nos glycogènes, et les nombreuses recherches que nous avons faites à ce point de vue montrent l'impossibilité de reconnaître l'origine animale ou végétale du glycogène. Celui de Levure seul présente une différence au point de vue de la coloration et de la température de décoloration par la chaleur; mais, à part cette particularité, son « iodure » subit les mêmes dissociations que les autres « iodures de glycogène » sous l'influence de l'eau, de l'alcool, de certains sels, etc., et tous se conduisent de même dans des conditions identiques.

Nous avons fait mention plus haut de l'existence de quelques différences légères dans certains caractères de nos glycogènes, et nous croyons nécessaire de les énumérer ici. Le produit sec n'a pas toujours le même aspect, mais nous avons signalé que cet aspect pouvait varier beaucoup chez un même glycogène, suivant la manière d'opérer. Toutefois, le glycogène d'*Amanita* ne s'est pas précipité par l'alcool en grumeaux aussi légers que ceux du Bolet ou du lapin, et sa précipitation se fait beaucoup mieux en forçant la quantité d'alcool.

Deux caractères séparent quelque peu le glycogène de Levure de tous les autres glycogènes : l'opalescence et la teinte produite par l'iode.

La solution du glycogène de Levure a une opalescence beaucoup plus faible; en outre, la teinte donnée par ce glycogène de Levure en présence d'iodure de potassium iodé, est plus foncée, plus violacée que celle de tous les autres, et la disparition de cette teinte sous l'influence de la chaleur a lieu à une température plus élevée de 8°.

Telles sont les quelques différences que nous avons pu constater entre tous nos produits. Elles ne sont pas considérables; mais si légères qu'elles soient, nous ne pensons pas pouvoir les attribuer à des causes étrangères, et elles nous paraissent inhérentes à la nature même de l'hydrate de carbone.

*
* *

Tous les caractères du glycogène offrent une certaine contingence, et aucun ne lui est absolument propre. Parmi les autres hydrates de carbone, il en est qui présentent l'opalescence de la solution; d'autres ont la faculté d'être précipités par deux volumes d'alcool absolu; d'autres encore se colorent en brun par l'iode, et dévient à droite la lumière polarisée aussi fortement que le glycogène.

Avant de conclure à la nature glycogénique d'un corps, il faut donc un ensemble de propriétés qui sont toutes plus ou moins contingentes. Dans la série animale, on désigne sous le nom de glycogène des produits qui se colorent par l'iode en brun-rouge ou en brun-violet, dont l'opalescence de la solution peut être très faible, ou dont la précipitation par l'alcool est plus ou moins facile.

Faut-il, comme certains auteurs, négliger complètement ces variations, et admettre l'identité absolue du glycogène dans tous les cas, ou bien considérer comme possible la pluralité des glycogènes?

Boehm et Hoffmann déjà ont supposé l'existence d'un certain nombre de corps qui, quoique présentant entre eux certaines divergences, ne différaient toutefois pas suffisamment pour être regardés comme des produits distincts, et devaient

être tous compris dans un même groupe, le « groupe du glycogène ». Dans celui-ci, ils placent immédiatement le glycogène du foie, le glycogène des muscles, le xanthoglycogène, l'achroo-glycogène et la glycogène-dextrine. A ce groupe peuvent se rattacher le paraglycogène de Bütschli et d'autres encore.

L'idée de ce « groupe du glycogène » a été adoptée par Errera, et nous partageons également cette manière de voir, mais avec cette réserve que tous les corps proposés par Boehm et Hoffmann ne peuvent en faire partie. Il est très probable, en effet, que certains d'entre eux ne sont que des mélanges de produits résultant de modifications du glycogène et pouvant se trouver en proportions variables.

Quelles conditions doivent remplir les hydrates de carbone pour être envisagés comme glycogène? A notre avis, le caractère fondamental doit être la composition chimique, tandis que les autres propriétés peuvent être plus ou moins bien marquées. C'est ainsi que la réaction par l'iode manque à l'achrooglycogène; c'est ainsi que d'autres glycogènes donnent avec l'eau des solutions non opalescentes, sans que l'on doive pour cela en faire des espèces chimiques distinctes. Il est très probable que beaucoup de ces corps ne sont que de simples modifications de la molécule du glycogène ordinaire, c'est-à-dire de celui du foie de lapin ou du Bolet. A cet égard, nous avons pu observer un fait qui donne une certaine valeur à cette dernière supposition. Un de nos glycogènes du foie de lapin qui avait servi à diverses expériences, donnait, lors de sa préparation, une solution très opalescente. Dans ces derniers temps, voulant en préparer une solution, nous avons obtenu un liquide à peine opalescent, même à la concentration de 1 °/₀. L'extraction de ce produit remontait alors à plus d'un an et demi, et il est à présumer que, sous l'influence des légères traces d'acide qu'il contenait, le glycogène s'était peu à peu modifié. Afin de nous assurer de l'importance des modifications produites, nous avons soumis ce glycogène à divers essais, et nous avons pu constater que, à part l'opalescence, il

avait conservé les mêmes caractères qu'au début : même coefficient de coloration par l'iode, même pouvoir rotatoire, même composition centésimale, et absence de réduction des liqueurs cuivriques.

Nous considérons encore comme glycogène ce produit qui a perdu toute opalescence sous l'influence d'une très faible quantité d'acide. De plus, nous estimons qu'au début de l'action de la salive, lorsque toute faculté de se colorer par l'iode a disparu, la substance contenue dans le liquide est néanmoins constituée en grande partie par un glycogène.

Pour interpréter ces faits, il est nécessaire de revenir à la composition chimique du glycogène. La formule brute de ce corps est $6(C^6H^{10}O^5) + H^2O$; mais, en parlant plus haut de l'impossibilité de déterminer le poids moléculaire véritable, nous avons indiqué les raisons qui nous portent à considérer cette formule comme trop simple et à admettre que la molécule du glycogène est constituée par la combinaison d'un nombre plus ou moins grand de ces groupements, c'est-à-dire que sa formule doit être plutôt représentée par $n[6(C^6H^{10}O^5) + H^2O]$.

Le vrai caractère glycogénique d'un corps résulterait du groupement $[6(C^6H^{10}O^5) + H^2O,]$ et les différences que l'on constate dans les glycogènes proviendraient surtout des variations dans la valeur de n. En d'autres termes, les glycogènes différents seraient essentiellement des polymères, sans rejeter pour cela la possibilité de l'existence d'isomères proprement dits, dont le nombre peut être très considérable chez des molécules aussi complexes.

Institut botanique, Université de Bruxelles, janvier 1895.

TABLE DES MATIÈRES.

RECHERCHES DE MICROCHIMIE COMPARÉE

SUR

LA LOCALISATION DES ALCALOÏDES

DANS LES SOLANACÉES

PAR

Ph. MOLLE

Docteur en sciences naturelles, à Jodoigne.

(Présenté à la Classe des sciences dans la séance du 6 avril 1895.)

RECHERCHES DE MICROCHIMIE COMPARÉE

SUR

LA LOCALISATION DES ALCALOÏDES

DANS LES SOLANACÉES

LES ALCALOÏDES DES SOLANACÉES.

Après que Posselt et Reimann [1] eurent extrait la nicotine du Tabac, de nombreux chimistes, qu'un premier succès avait stimulés, s'efforcèrent de retirer de diverses plantes vénéneuses les principes nocifs qui leur avaient acquis depuis longtemps une triste célébrité. Dans la famille des Solanacées, la plupart de nos espèces indigènes soumises à ces investigations fournirent des corps toxiques qui parurent différer notablement les uns des autres, et la liste des bases retirées de ces végétaux ne tarda pas à s'enrichir encore d'alcaloïdes fournis par des espèces exotiques. Cependant, des recherches ultérieures conduites d'après des méthodes qui allèrent bientôt se perfectionnant, firent naître peu à peu des doutes sur la valeur définitive de ces prétendus alcaloïdes, et l'étude attentive de leurs composés a établi, en effet, que plusieurs d'entre eux n'étaient que des mélanges.

Ladenburg et ses collaborateurs ont surtout contribué à ce travail d'épuration du vocabulaire toxicologique. Reprenant

[1] Posselt et Reimann, *Magaz. f. Pharm.*, XXIV, p. 138.

l'étude des principes de la Jusquiame [1], de la Stramoine [2] et de *Duboisia myoporoides* [3], ils découvrirent que l'hyoscyamine du commerce est un mélange de deux bases isomères de l'atropine : l'une solide, à laquelle ils conservèrent le nom d'*hyoscyamine*, bien qu'elle ne soit pas prédominante dans les tissus d'*Hyoscyamus niger*, et l'autre liquide, qu'ils appelèrent *hyoscine*; la daturine fut reconnue être un mélange d'atropine et d'hyoscyamine; enfin, dans les diverses expériences auxquelles ils la soumirent, la duboisine [4] s'étant comportée identiquement comme l'hyoscyamine, ils proposèrent d'en faire disparaître le nom de la nomenclature des alcaloïdes.

D'un autre côté, Henschke [5] a établi que la scopoloïne et la rotoïne, signalées par Langgaard dans *Scopolia japonica*, sont une association d'atropine, d'hyoscyamine et d'hyoscine.

Petit [6] tient pour identique à la nicotine la piturine que Gerrard a extraite de *Duboisia Hopwoodii*, une Solanacée originaire de l'Australie méridionale où les indigènes en usent comme de tabac. Les réactions de la piturine indiquées par Liversidge [7] ne confirment pas complètement l'opinion de Petit, de sorte qu'il faut considérer le corps en question comme une espèce chimique incertaine dont l'étude approfondie est encore à faire.

Chastaing, qui a résumé dans l'*Encyclopédie de Frémy* les

[1] Ladenburg, *Ueber das Hyoscyamin* (Berichte der Deutsch. Chem. Gesellsch., 1881, S. 254).

[2] Ladenburg und Meyer, *Ueber das Hyoscin* (Berichte der Deutsch. Chem. Gesellsch., 1880, S. 1549).

[3] Ladenburg und Meyer, *Ueber das Daturin* (Berichte der Deutsch. Chem. Gesellsch., 1880, S. 380).

[4] Ladenburg und Meyer, *Ueber das Duboisin* (Berichte der Deutsch. Chem. Gesellsch., 1880, S. 257).

[5] Henschke, *Untersuch. über die Bestandtheilen der Jap. Bellad.* (Zeitsch. für Naturw., Bd XL, 1887, S. 103-143).

[6] Petit, *Sur l'alcaloïde du Pituri* (Journal de pharm. et de chim., 4e série, t. XXIX, p. 338).

[7] Liversidge, *The Alkaloid from Piturie* (The chemical News, vol. XLIII, pp. 124 et 138).

principaux travaux relatifs aux bases végétales, ne l'admet pas au nombre de ces dernières, et il limite à cinq les alcaloïdes bien définis que l'on a retirés des Solanacées en quantité notable : l'atropine, l'hyoscyamine (atropine β, atropidine), l'hyoscine, la nicotine et la solanine.

Éminemment toxique et douée de fonctions alcaloïdiques bien caractérisées, la solanine s'écarte cependant des bases végétales par plusieurs réactions et il est préférable de la rapporter aux glycosides en raison de la propriété qu'elle possède de se scinder à chaud en glycose et solanidine sous l'influence des acides minéraux dilués et même de l'acide oxalique.

D'autres alcaloïdes, notamment la choline ou bilineurine [1] et la bétaïne [2], ont été signalés dans les tissus des Solanacées, mais le plus souvent en quantité si minime qu'ils ne peuvent y avoir qu'une importance restreinte et qu'il ne sera pas facile d'ailleurs de les déceler directement dans le suc cellulaire.

Mais le groupe des Solanacées compte plus de 1.250 espèces et les neuf dixièmes au moins restent à étudier relativement à la nature des principes qu'elles élaborent. Il ne manque pas de plantes vénéneuses parmi ces végétaux dont le plus grand nombre appartiennent à la flore tropicale, et il serait intéressant d'en extraire les principes toxiques pour les identifier avec ceux que nous possédons déjà, ou en accroître le nombre, et pour établir ensuite les liens de parenté qui rattachent les unes aux autres les molécules de ces corps appelés, semble-t-il, par l'évolution à jouer chez diverses espèces d'une même famille des rôles correspondants. Il est regrettable que les investigations chimiques aient subi un temps d'arrêt dans cette voie sans doute féconde en découvertes, mais il faut bien reconnaître qu'elles manquaient un peu de base, car toutes les Solanacées n'ont pu acquérir, comme la Belladone et la

[1] H. Kunz, *Ueber den Alkaloidgehalt des Extractums Belladonae Pharm. Germ. II* (Arch. der Pharm., 1885, Bd CCXXIII, pp. 701, 709).

[2] Husemann und Marme, *Just's botan. Jahresbericht*, 1875, nº 844. W. Schütte, *Solanaceen Alkaloide* (Arch. der Pharm., 1891, Bd CCXXIX, Heft 7, p. 492).

Jusquiame, une notoriété qui les eût imposées à l'attention des savants; c'est inaperçues, parfois au milieu des solitudes, que nombre d'entre elles ont dû exercer sur leurs agresseurs une vengeance posthume.

Actuellement, c'est à la microchimie [1] qu'il appartient d'indiquer les végétaux alcaloïdifères et de pousser en quelque sorte une première reconnaissance dans ces régions inexplorées de la chimie : il ne manquera sans doute pas ensuite de chimistes désireux de combler une lacune redoutable au point de vue criminel, et embarrassante au point de vue des progrès de la physiologie végétale.

Parmi ces Solanacées qui n'ont pas été soumises à l'analyse élémentaire, toutes celles que nous avons étudiées renferment des alcaloïdes, mais nous n'avons pu en examiner encore qu'un nombre fort restreint.

Dans le présent travail, nous nous sommes borné à rechercher comment les alcaloïdes se répartissent entre les éléments histologiques d'individus assez peu nombreux, mais appartenant aux genres les plus variés, et comment ils se comportent tandis que la plante évolue de l'état embryonnaire à l'état adulte.

Il s'en faut que le sujet soit absolument neuf.

Maistriau [2] a localisé la nicotine dans *Nicotiana macrophylla* ; De Wèvre [3], l'atropine dans *Atropa Belladona* ; Schaarschmidt [4], et après lui Theorin [5] et Wothschall [6], ont fourni des indica-

[1] L. Errera, Maistriau et Clautriau, *Premières recherches sur la localisation et la signification des alcaloïdes*, 1887, p. 19.

[2] Idem, *ibid.*, pp. 12 et 14.

[3] De Wèvre, *Localisation de l'atropine* (Bulletin des séances de la Société belge de microscopie, octobre 1887).

[4] Schaarschmidt, *Ueber d. mikrochem. Reaction des Solanins* (Zeitschr. f. Wiss. Mikrosk., I, 1884, pp. 61 et 62).

[5] Theorin P. G. E., *Några växtmikrokemiska antecknigar* (Oefv. Vet. Akad. Stockholm, 1885; p. 20).

[6] Wothschall, *Ueber d. mikrochem. Reaction des Solanins* (Zeitschr. f. Wiss. Mikrosk , 1889, pp. 19-38, pp. 182-195).

tions assez détaillées sur la répartition de la solanine dans *Solanum tuberosum;* et ce dernier a étudié en outre le produit connu en pharmacie sous le nom de *Stipites Dulcamarae;* mais ce sont là des travaux visant des végétaux isolés, tandis que nous avons en vue la microchimie comparée de la famille.

Pour exposer clairement le résultat de telles recherches, il nous faudra les mettre en rapport avec l'anatomie comparée du groupe; c'est pourquoi nous ferons d'abord connaître la structure des organes d'un type : il sera facile d'y rattacher les autres, car, au point de vue anatomique comme au point de vue morphologique, la plupart des espèces de cette famille ont entre elles de profondes affinités; à mesure que l'occasion s'en présentera, nous indiquerons les particularités histologiques qui intéressent notre sujet.

ANATOMIE DE SOLANUM TUBEROSUM.

Tige. — Le *Solanum tuberosum* présente, comme on sait, des tiges typiques aériennes et des tiges souterraines le plus souvent renflées et à feuilles réduites (tubercules).

Une coupe transversale de la tige aérienne, pratiquée au bas d'un entre-nœud (fig. 1), a la forme d'un triangle curviligne dont deux côtés sont convexes et le troisième concave, celui-ci correspondant à la feuille qui vient de quitter la tige; les trois côtés sont convexes vers le sommet de l'entre-nœud.

Les cellules épidermiques (*ep*) ont des parois externes épaissies et fortement chagrinées. Elles supportent des poils de deux sortes : les uns (*pa*) articulés, pointus, à membranes externes épaissies, cutinisées et chagrinées, chevauchant parfois sur deux cellules; les autres (*pg*) terminés par une tête ellipsoïdale et dont les parois externes ne se cutinisent pas.

Sous l'épiderme, on trouve le long des côtés du triangle une seule rangée de cellules parenchymateuses à parois minces, et aux sommets, de petits massifs de même nature formant des

proéminences qui ne sont autres que les décurrences sur la tige des limbes foliaires.

Sous ces éléments souvent remplis d'un suc cellulaire bleu, on rencontre une couche de collenchyme (*col*) dont l'épaisseur atteint de deux à cinq rangées de cellules, puis des éléments arrondis à grand lumen (*pc*), que des granules d'oxalate de calcium obstruent çà et là (*co*) complètement ; enfin un endoderme à parois radiales plissées et souvent riche en amidon (*end*).

L'assise périphérique du corps ligneux ou péricycle se compose de deux sortes d'éléments : les uns (*p*) à membranes minces, fréquemment rhizogènes ; les autres (*s*) arrondis, à lumen plus étroit, à parois stratifiées et très peu ou point lignifiées, isolés ou le plus souvent par groupes de deux à quatre.

Contre cette assise et généralement en face des éléments à parois épaissies, on rencontre des îlots libériens (*le*), formés de quelques tubes criblés avec cellules annexes. Il s'en trouve entre les faisceaux ligneux ; mais habituellement, ils sont plus puissants et plus nombreux en face de ces derniers.

Les faisceaux ligneux, assez peu distincts, sont au nombre de cinq, dont trois plus gros vers les sommets du triangle et deux plus petits sur ses côtés convexes. Des coupes pratiquées dans une région où commence à se manifester un développement secondaire, font voir que l'anneau cambial est formé dans les faisceaux par des éléments parenchymateux compris entre le bois et les îlots libériens et, dans les régions extra-fasciculaires, par les cellules de la moelle situées immédiatement sous le liber ou sous les éléments péricycliques.

Au sein de la moelle, à deux ou trois épaisseurs de cellule du protoxylème ou du cambium extra-fasciculaire, on rencontre de nouveau des îlots libériens (*li*), le plus souvent accompagnés vers l'intérieur d'éléments à parois épaisses (*s*), identiques à ceux que nous avons signalés dans l'assise péricyclique.

Au centre même de la tige, les cellules médullaires sont le

plus souvent détruites et l'espace lysigène ainsi formé peut s'étendre jusqu'au liber médullaire.

L'étude d'une coupe tangentielle de la tige permet de constater que les cellules à oxalate de calcium de la moelle et du parenchyme cortical sont habituellement superposées en longues files interrompues çà et là par des cellules dépourvues de cristaux.

Les éléments à parois épaisses qui accompagnent les libers sont très longs et terminés en pointes obtuses (fig. 3, *s*). L'observation en est très facile sur des coupes tangentielles pratiquées sur les confins du corps ligneux. Ils constituent de petits faisceaux courant parallèlement sous l'endoderme, le long desquels grimpent quelques tubes criblés avec leurs cellules annexes : ce sont des stéréides [1], que Lecomte [2] a désignées sous le nom de fibres extra-libériennes, sans vouloir rien décider relativement à leur origine, péricyclique pour les uns et libérienne pour les autres.

Les cordons libériens (fig. 3) ont une course assez capricieuse, quittant parfois leur support pour se diriger vers un autre ou se divisant pour envoyer à droite et à gauche des rameaux sinueux, obliques ou horizontaux (*al*), qui vont s'anastomoser avec les voisins.

Le liber médullaire se conduit absolument de même et il paraît n'être associé que très faiblement avec les faisceaux ligneux. Cette disposition libérienne explique comment, dans une série de coupes transversales, on voit varier sensiblement la position relative ainsi que le nombre des îlots libériens.

Lamounette[3] a constaté dans *Solanum nigrum*, où le liber se comporte comme nous venons de l'exposer, que le nombre des groupes libériens de la moelle varie d'un point à l'autre, et il l'explique par le recloisonnement ultérieur de cellules

[1] Schwendener, *Das mechan. Princip im anat. Bau der Monocotylen*. Leipzig, 1874.

[2] Lecomte, *Liber des Angiospermes* (Ann. sc. nat., 7e sér., t. X).

[3] Lamounette, *Recherches sur l'origine du liber interne* (Ann. sc. nat., 7e sér., t. XI, p. 214).

médullaires séparant deux groupes libériens et ayant pour effet de réunir ces groupes en un seul. Les tubes criblés et leurs cellules annexes qui constituent les anastomoses proviennent en effet, comme l'indique la figure 3, de la division de cellules parenchymateuses intermédiaires entre les cordons libériens, mais le recloisonnement qui leur donne naissance n'affecte qu'un petit nombre de cellules situées sur une ligne allant d'un cordon à l'autre, de sorte que ceux-ci sont mis en communication, mais ne sont pas réunis.

Wilhelm a signalé aussi des anastomoses libériennes à travers les rayons médullaires de la Vigne; Russow en a observé chez *Quercus pedunculata* et Lecomte chez les *Rubus*.

J.-B. de Toni[1], qui a fait l'anatomie de *Nicotiana Tabacum*, n'en fait pas mention chez cette plante; cependant nous en avons observé dans d'autres Solanacées, telles que *Atropa Belladona*, *Datura Stramonium* (fig. 4), *Petunia violacea*, etc.

Entre les deux libers, la course des faisceaux ligneux peut être représentée par la figure schématique 2. Une feuille F_3 naît sur l'une des faces de la tige et son faisceau se réunit aux deux faisceaux voisins, à la hauteur de l'insertion du pétiole par des rameaux obliques, tandis qu'un troisième rameau médian parcourt la tige sur un espace de deux entre-nœuds pour venir se rattacher au faisceau de gauche à la hauteur de la feuille F_1.

Sur des coupes tangentielles faites dans le bois secondaire, on observe des rayons médullaires d'une seule couche de cellules et celles-ci forment de longues séries à éléments extrêmes terminés en pointe. Chez d'autres Solanacées, les rayons médullaires peuvent présenter une épaisseur plus considérable; cette épaisseur ne dépasse cependant pas quatre couches de cellules.

Tant que les rameaux souterrains conservent un faible diamètre, leur structure n'est modifiée que par la réduction du

[1] J.-B. DE TONI und JULIUS PAOLETTI, *Beitrag zur Kenntn. d. anat. Baues v. Nicot. Tabac.*, 1891.

xylème. Mais après un allongement très faible, ils se renflent le plus souvent à leur extrémité pour constituer un tubercule. Chez celui-ci, les yeux sont comme des rameaux invaginés dont les feuilles axillaires, quoique des plus réduites, renseignent très bien sur la polarité de l'organe. D'autres feuilles, étagées sur les bords de l'enfoncement, atteignent une longueur maxima de 1-2 millimètres et portent à leur base des bourgeons excessivement réduits : le point végétatif terminal se trouve au fond de la cavité. A mesure que l'on se rapproche de l'extrémité antérieure du tubercule, les entre-nœuds se raccourcissent et les yeux devenant de moins en moins profonds, le bourgeon extrême affleure à la surface.

Une coupe transversale du tubercule (fig. 5) laisse voir une organisation analogue à celle que nous venons de décrire; seulement le parenchyme cortical et le parenchyme médullaire y sont très développés. Dans le jeune âge, on y trouve un anneau cambial complet; plus tard, on n'observe plus de cambium qu'en face des faisceaux ligneux. La disposition de la plupart de ces derniers accuse d'ailleurs nettement leur origine secondaire, mais entre les groupes ligneux il est souvent difficile de reconstituer les séries radiales primitives du parenchyme. Les groupes du xylème sont accompagnés, du côté externe et du côté interne, de faisceaux libériens qui se prolongent en s'anastomosant dans le parenchyme cortical et jusqu'au centre de la moelle.

En coupe tangentielle, le liber apparaît comme un réseau composé de tubes criblés et de cellules annexes généralement courts, dont la plupart semblent s'être formés par recloisonnement des cellules parenchymateuses avoisinantes.

Très jeune encore, l'épiderme se recloisonne pour former du liège percé de nombreuses lenticelles.

Feuilles. — Le faisceau des pétioles foliaires est en forme de croissant et les deux libers que l'on y rencontre sont accompagnés de stéréides comme dans la tige.

Racine. — La racine présente une structure normale. Le cylindre central est à cinq pôles, et ceux-ci se trouvent situés sous le péricycle. On ne remarque pas de différenciation entre les éléments constitutifs de ce dernier, mais auprès des tubes criblés on rencontre des éléments à parois fortement épaissies qui rappellent les stéréides de la tige.

C'est le péricycle qui se transforme plus tard en phellogène et nous avons constaté qu'il en est de même dans *Solanum nigrum* et dans *Atropa Belladona*; mais dans *Solanum Dulcamara*, il provient, comme dans *Clusia* [1], du recloisonnement des cellules corticales de la troisième couche à partir de l'assise pilifère (fig. 14, *phg.*).

Quant à l'origine des tissus, l'examen du point végétatif de l'embryon fait voir que l'assise pilifère, le périblème et le plérome y ont des initiales distinctes, tandis que la coiffe est le produit des divisions périclines du dermatogène.

Appareil reproducteur. — Le calice, la corolle et l'androcée sont actinomorphes et pentamères. Leur organisation anatomique nous a paru normale.

Le gynécée est composé de deux carpelles clos, concrescents en un ovaire à deux loges dans l'angle interne desquelles se trouvent insérées, sur un gros placenta saillant, un grand nombre d'ovules anatropes.

Par suite du développement du parenchyme des placentas, les graines finissent par être pressées contre les parois externes de l'ovaire et les loges par s'obstruer, de sorte que l'ovaire se transforme en baie.

La graine (fig. 6) renferme un albumen charnu et un embryon incolore, à cotylédons étroits, de longueurs quelque peu inégales, enroulé dans l'albumen.

Les enveloppes séminales sont au nombre de deux. L'externe est composée d'une seule couche de cellules dont les parois se sont fortement épaissies dans leur moitié inférieure, tandis

[1] Van Tieghem, *Traité de botanique*, 1re édit., 1884, p. 519.

que la moitié supérieure s'est gélifiée à l'exception de filaments placés de distance en distance. Vu de face, ce tégument apparaît comme un réseau de crêtes ondulées limitant des alvéoles assez peu profondes.

L'enveloppe interne est formée de tissus morts, à membranes brunes, subérifiées, provenant des tissus de l'ovule, écrasés par suite du développement de l'albumen et de l'embryon.

On peut facilement constater que les parois externes des cellules de l'albumen en contact avec les téguments se sont beaucoup plus épaissies que les autres et leur servent en quelque sorte d'enveloppe protectrice.

Construits tous d'après le plan général que nous venons d'exposer, les organes de la fructification des Solanacées présentent toutefois de légères variations affectant :

1° L'embryon, qui peut être à peine courbé, comme dans *Nicotiana Tabacum ;*

2° Le nombre des loges de l'ovaire, qui peut être porté de 2 à 5 par le développement de cloisons divisant les placentas ;

3° Le nombre des étamines, souvent réduit à 4 par avortement dans la tribu des Salpiglossidées, comme dans la famille des Scrophularinées, vers laquelle elle sert de transition.

Ce sont ces variations qui ont servi de base à la division des Solanacées en tribus. Nous indiquons, d'après Wettstein [1], le tableau de cette répartition avec indication des espèces que nous avons étudiées, et que nous avons prises autant que possible à tous les groupes.

[1] ENGLER und PRANTL, *Die Pflanzenfamilien,* t. IV, 3e part.

SOLANACÉES.

				Espèces étudiées.
A. Embryon clairement courbé; la courbure atteint toujours plus d'un demi-cercle. Les cinq étamines fertiles, de même longueur ou peu différentes.	Ovaire à 3-5 loges, les parois des loges divisant les placentas en lambeaux irréguliers.	I. Nicandrées		*Nicandra physaloïdes* (L.) Gärtn
	Fruit à 2 loges. II. Solanées.	*Lycinées*		*Atropa Belladona* L.
		Hyoscyaminées		*Scopolia japonica* Maxim. *Hyoscyamus niger* L.
		Solaninées		*Physalis Alkekengi* L. *Solanum* *tuberosum* L. *Solanum* *Dulcamara* L.
	Fruit à 4 loges, les parois de l'ovaire divisant les placentas en quatre parties égales.	III. Daturées.		*Datura Stram.* L.
B. Embryon droit ou faiblement courbé; la courbure n'atteint pas un demi-cercle.	5 étamines fertiles, toutes égales ou 1-3 plus courtes.	IV. Cestrées	*Cestrinées.* *Goetzeiniées.*	
			Nicotianées	*Nicotiana Tabacum* Don. *Petunia violacea* Lindl.
	Seulement 2-4 étam. fertiles, toujours de longueurs différentes.	V. Salpiglossidées		*Salpiglossis sinuata* Ruiz et Pav. *Brunfelsia americana* L.

MÉTHODE DE LOCALISATION.

Les alcaloïdes possèdent un certain nombre de réactifs communs, parmi lesquels il faut citer l'iodure de potassium iodé, l'acide phosphomolybdique, l'iodure double de potassium et de mercure, l'acide picrique, le tannin, le chlorure mercurique, le tétrachlorure de platine et le trichlorure d'or.

Dans des solutions aqueuses plus ou moins diluées de sels d'alcaloïdes, chacun de ces réactifs donne le plus souvent des précipités assez caractéristiques avec lesquels l'œil se familiarise bientôt. Si l'on effectue les réactions sur le porte-objet du microscope, on jugera de la couleur des précipités par transparence et non par réflexion, comme quand on les examine dans des tubes à essai ; on acquerra, en outre, une idée plus intime et plus nette des diverses phases du phénomène et l'on établira des points de repère auxquels on rapportera aisément les modifications provoquées par les mêmes réactifs dans le suc cellulaire.

La méthode à suivre dans la recherche microchimique des alcaloïdes a été exposée par Errera, Clautriau et Maistriau. Ils font agir sur des tranches minces de tissus vivants les réactifs que nous venons de rappeler : dès qu'ils se trouvent en contact avec le suc cellulaire, ces réactifs y décèlent la présence des bases végétales par les colorations et les précipitations auxquelles leur arrivée donne naissance. Mais pour agir sur le contenu de la vacuole, il faut d'abord qu'ils traversent le cytoplasme, et comme celui-ci, tant qu'il est vivant, résiste à leur diffusion, il faudra, comme l'a fait De Vries [1], soumettre les préparations à une chaleur capable de tuer les cellules si les réactifs employés ne suffisent pas à déterminer la mort rapide des tonoplastes.

Lorsque les précipités formés ont, comme ceux que déter-

[1] De Vries, *Plasmolytische Studien über die Wand der Vacuolen* (Jahrb. f. Wiss. Bot., XVI, 1885, p. 575).

mine l'iodure de potassium iodé, une coloration qui tranche nettement sur la teinte du suc cellulaire, ils sont toujours facilement observables à l'intérieur de la cellule; mais quand il n'en est pas ainsi, l'observation microscopique peut, dans les conditions ordinaires, laisser quelque doute sur la formation de ce précipité. Klercker [1] nous a fourni le moyen de faire disparaître toute cause d'erreur en donnant une méthode pour séparer les cellules de leur membrane cellulosique.

On plonge les coupes à examiner dans une solution suffisamment concentrée d'azotate de potassium, et quand les cellules se sont plasmolysées, on déchire les tissus au moyen d'aiguilles : les protoplastes dont l'enveloppe a été lacérée tombent dans le liquide ambiant. Dans des cellules ainsi isolées, les effets des réactifs ne sauraient plus guère paraître douteux.

Toutefois, doit-on attribuer à la présence d'alcaloïdes les précipitations observées dans certaines cellules lorsque l'on fait agir sur les tissus l'iodure de potassium iodé, l'acide phosphomolybdique, etc. ?

A la vérité, aucune de ces réactions prise isolément n'appartient d'une manière exclusive aux alcaloïdes; mais en est-il encore de même de la série tout entière; en d'autres termes, les réactifs dont nous avons parlé sont-ils bien, dans leur ensemble, caractéristiques d'alcaloïdes?

Dans une note relative à cette question, Errera [2] fait remarquer que les effets de la plupart de ces réactifs sur les matières protéiques présentent de telles analogies avec ceux qu'ils exercent sur les alcaloïdes qu'il y a lieu de craindre une confusion, et il applique, afin de l'éviter, la méthode de Stas à la recherche microscopique des alcaloïdes.

[1] J.-Af. Klercker, *Une méthode pour isoler les protoplastes vivants* (Traduit par De Wildeman, Bull. de la Soc. belge de microsc., t. XIX, 1893, p. 105).

[2] L. Errera, *Sur la distinction microchimique des alcaloïdes et des matières protéiques* (Mémoires de la Soc. belge de microsc., t. XIII, 2e fasc., 1889).

Quand des cellules ont donné les réactions générales des alcaloïdes et des matières protéiques, on les plonge dans « l'alcool tartrique » (1 g. ac. tart. crist. dans 20 c. c. alc. abs.); au bout d'un temps d'immersion qui peut varier de quinze minutes à vingt-quatre heures suivant la nature des tissus, on fait agir les mêmes réactifs sur les mêmes coupes : si les cellules en question renfermaient un alcaloïde, il aura disparu, enlevé par l'alcool tartrique, et les réactifs indiqueront cette disparition ; si, au contraire, ces réactifs agissent alors comme avant l'action du dissolvant, c'est que l'on se trouve en présence de matières protéiques.

Il sera, du reste, facile de contrôler l'existence de ces dernières par des réactions qui leur sont propres et entre autres par celles de Piotrowski et de Millon.

C'est cette méthode que nous avons suivie dans l'étude de quelques Solanacées dont les chimistes ne s'étaient pas occupés jusqu'ici, et elle nous a permis de déceler la présence d'alcaloïdes dans *Nicandra physaloïdes*, *Physalis Alkekengi*, *Petunia violacea*, *Salpiglossis sinuata* et *Brunfelsia americana*.

Errera a déjà contrôlé les indications fournies par les procédés microchimiques en isolant l'alcaloïde qu'ils lui avaient permis de découvrir dans *Narcissus pseudo-Narcissus*.

Clautriau en a fait autant pour un alcaloïde que les méthodes microchimiques avaient révélé dans quelques Orchidées [1].

Sans le vouloir, nous avons procédé à une vérification analogue. Ayant soumis des organes de *Caltha palustris* à l'action des réactifs dont nous avons parlé plus haut, nous y avons découvert et localisé un alcaloïde assez abondant : or, des recherches bibliographiques faites à ce sujet nous ont appris qu'une base végétale volatile comme la nicotine a été extraite de cette plante par Johanson [2].

Lorsque la nature des alcaloïdes extraits d'un végétal a été

[1] De Wildeman, *Présence et localisation d'un alcaloïde dans quelques Orchidées* (Bull. de la Soc. belge de microsc., t. XVIII, 1892).

[2] Husemann, *Die Pflanzenstoffe*, I, p. 606.

bien définie, il semblerait que le physiologiste pût demander à la microchimie de lui fournir des indications précises sur le siège de *chacune* des bases diverses qu'il renferme. Mais il ne peut en être ainsi qu'à condition que ces alcaloïdes jouissent de réactions caractéristiques observables au microscope. Et en ce qui concerne l'atropine, l'hyoscyamine et l'hyoscine, ces réactions nous ont fait complètement défaut.

Le rapide parallèle que nous allons établir entre ces alcaloïdes permettra de se faire une idée de la difficulté du problème.

L'atropine se présente en cristaux qui fondent vers 113°,5. Son chloraurate est formé de cristaux assez confus, à aspect terne, fusibles à 135°. C'est un corps optiquement inactif.

Obtenue aussi à l'état cristallisé, l'hyoscyamine fond à 108°. Avec le chlorure d'or, elle donne un sel formé de belles lames brillantes à facettes rectangulaires et fusibles à 159°. Elle dévie à droite le plan de polarisation.

L'hyoscine est amorphe, incolore, demi-fluide. Son chloraurate est formé de beaux prismes jaunes, assez larges et modérément brillants. Leur point de fusion est encore plus élevé que celui du chloraurate d'hyoscyamine. L'hyoscine dévie à gauche le plan de polarisation.

Les alcaloïdes ne se rencontrant dans le suc cellulaire que combinés à des acides organiques, l'état et l'aspect de ces corps à l'état libre ne peuvent guère être utilisés en microchimie.

Nous espérions tirer quelque parti de la forme et de l'éclat des cristaux que l'on obtient par l'action du chlorure d'or, déjà choisi par Ladenburg et Regnauld comme réactif caractéristique; mais à l'intérieur des cellules, nous n'avons pas observé de cristallisation après que nous l'avions fait agir, ce qui tient sans doute à la présence d'autres corps en dissolution dans le suc cellulaire.

L'action de l'iodure de potassium iodé ne nous a pas fourni non plus de résultat décisif.

Lorsque l'on dépose une goutte de sulfate d'atropine en dissolution dans l'eau sur le porte-objet du microscope et

qu'on y fait arriver le réactif iodé, il se forme instantanément une foule de sphérules liquides, brunes, qui, en se fusionnant, donnent naissance à des sphérules plus volumineuses. Au bout de quelques minutes, des cristaux, le plus souvent en croix, prennent naissance çà et là, et les sphérules voisines diminuent rapidement pour disparaître enfin, laissant une aréole libre de précipité autour du cristal qui s'accroît rapidement.

Si l'on remplace le sulfate d'atropine par l'hyoscyamine du commerce, qui est, selon Ladenburg, un mélange d'hyoscyamine et d'hyoscine, la première phase du phénomène est analogue, mais les sphérules, moins fluides, sont souvent déformées et s'agrègent de différentes façons : quelques cristaux se produisent ensuite.

L'hyoscine donne, avec l'iode, un précipité noir, huileux, de periodure d'hyoscine : les sphérules qui le constituent ne donnent naissance à aucun cristal.

Dans le suc cellulaire, on n'observe habituellement que la première phase du phénomène. Quand l'action du réactif est assez rapide, des sphérules, parfois assez volumineuses, prennent naissance au sein de la vacuole et quand, au bout de quelque temps, elles disparaissent, le précipité vient se reformer contre les parois de l'utricule cytoplasmique et en quelque sorte s'y incruster.

L'acide phosphomolybdique, l'iodure double de potassium et de mercure et le chlorure d'or agissent sensiblement de même sur chacun de ces trois alcaloïdes.

Le premier de ces réactifs donne un précipité jaunâtre que l'ammoniaque dissout en le colorant en bleu ; les deux autres produisent des précipitations grisâtres plus ou moins foncées.

Les réactions de Vitali et d'Arnold ne sont pas plus caractéristiques que les précédentes : elles conviennent aux trois alcaloïdes.

Entre ces corps, la ressemblance est poussée plus loin. Schmidt [1], en maintenant l'hyoscyamine à une température un

[1] SCHMIDT, *Bericht. d. Chem.*, 5, S. 1888, VIII, 1717.

peu plus élevée que le point de fusion de l'atropine (115°-120°), l'a transformée en cette dernière base. Will et Schering ont réalisé la même métamorphose.

Ladenburg a démontré que l'une et l'autre se dédoublent en tropine et acide tropique, tandis que l'hyoscine, dans les mêmes conditions, fournit de l'isotropine et de l'acide tropique.

Toutes trois exercent sur la pupille et sur les fibres musculaires la même action physiologique.

Dans les végétaux où l'on a signalé l'existence simultanée de deux ou trois de ces bases, nous ne nous sommes occupé que de déterminer par les indications de l'iode, de l'acide phosphomolybdique, de l'iodure double de potassium et de mercure, les éléments où se forment les précipités attribuables à l'un ou à l'autre des trois alcaloïdes mydriatiques, sans pouvoir fixer la part qui revient à chacun d'eux dans la production des phénomènes observés.

En étudiant *Atropa Belladona*, De Wèvre [1] a admis que ce végétal ne renfermait que de l'atropine, ce qui n'est pas conforme aux conclusions de Ladenburg et de Schütte relatives à ce point. Les réactifs employés n'étant pas caractéristiques de l'atropine, ses localisations ne doivent être envisagées que comme localisations d'alcaloïdes mydriatiques.

Un seul alcaloïde a été signalé dans les diverses espèces du genre *Nicotiana* : c'est la nicotine.

Quand on la traite en solution acétique par l'iodure de potassium iodé, il y a d'abord production de sphérules liquides à reflet bleuâtre; elles se décolorent très vite sans donner naissance à aucun cristal.

L'iodure double de mercure et de potassium détermine, même dans des solutions très diluées, un précipité gris-jaunâtre granuleux. Des sphérules d'un beau jaune prennent naissance dans ces mêmes solutions, sous l'influence de l'acide

[1] De Wèvre, *Localisation de l'atropine* (Bull. des séances de la Soc. belge de microsc., octobre 1887).

picrique, tandis que le chlorure d'or provoque un précipité abondant de sphérules jaunâtres assez peu fluides qui s'agglutinent de différentes façons. L'acide phosphomolybdique précipite aussi les solutions de nicotine en jaune : le précipité ne se dissout pas en bleu dans l'ammoniaque.

A froid, l'acide sulfurique colore la nicotine en rouge vineux, mais cette coloration est assez difficilement observable quand les solutions sont très diluées.

A chaud, l'acide chlorhydrique la colore en rose pâle; cette teinte se change en une belle coloration violette par addition d'acide azotique. La première phase de cette réaction n'est pas très prononcée et nous n'avons même pas toujours pu l'observer; mais la seconde est très nette. Elle permettrait de déceler la présence de la nicotine dans certains tissus riches en substances protéiques, comme l'albumen et l'embryon, où il est très difficile de suivre l'action des réactifs précipitants. Si, dans ces tissus, l'action de l'acide chlorhydrique peut encore paraître douteuse, puisqu'à chaud il colore en violet certaines substances albuminoïdes, l'aetion ultérieure de l'acide azotique est décisive, car elle aurait pour effet de colorer ces dernières en jaune.

Parmi les réactifs de la nicotine et des alcaloïdes mydriatiques, les tannins méritent de nous occuper un instant d'une manière spéciale. Ils produisent dans les solutions neutres de ces bases un précipité blanchâtre qui se redissout par l'addition d'une faible quantité d'acide acétique. La solution précipite de nouveau si on la neutralise, mais elle s'éclaircit dès qu'elle acquiert une réaction franchement alcaline.

Il n'y a donc pas lieu de s'étonner si le suc cellulaire acide de certains éléments donne à la fois les réactions des alcaloïdes et des tannins : c'est ce qui arrive fréquemment dans les cellules épidermiques.

Une solution alcaline très diluée provoque dans ces éléments une précipitation de sphérules incolores analogues à celles que Loewe et Bokorny [1] ont obtenues au moyen de solutions

[1] Th. Bokorny, *Ueber Aggregation* (Pringsheim Jahrbuch, t. XX, 1889).

de caféine et de carbonate d'ammonium, notamment dans les cellules épidermiques d'*Echeveria*.

A l'état naturel même, il n'est pas rare de rencontrer dans les mêmes cellules des sphérules brillantes et parfois assez volumineuses qui donnent les réactions des tannins et des alcaloïdes et condensent les matières colorantes que le suc cellulaire tient parfois en dissolution.

Ces sphérules ne se présentent pas dans une cellule isolée, mais dans toutes ou presque toutes les cellules avoisinantes, et il faut sans doute les attribuer aux modifications que subit le liquide de la vacuole, par suite des réactions chimiques dont la cellule est le siège.

Si l'on fait agir lentement sur ces cellules l'iodure de potassium iodé, on voit encore se former dans le suc cellulaire des sphérules incolores qui brunissent ensuite sous l'influence de l'iode (fig. 7). Il est assez vraisemblable que le cytoplasme tué lentement par le réactif laisse écouler dans le suc cellulaire du phosphate alcalin qui, en le neutralisant, produit un précipité de tannate d'alcaloïde, précipité que l'iode ne colore que plus tard. L'action rapide de l'iode donne immédiatement un précipité brun.

Bien que la solanine ne soit pas un alcaloïde proprement dit, nous l'avons comprise dans le cadre de nos recherches, à cause de ses fonctions alcaloïdiques et de la facilité avec laquelle elle donne naissance, par voie de dédoublement, à la solanidine, alcaloïde que Jorissen [1] a signalé en mélange avec elle dans les jeunes pousses de *Solanum tuberosum*.

En solution dans l'eau additionnée d'une goutte d'acide acétique, la solanine est précipitée en jaune pâle par l'acide phosphomolybdique et colorée par l'iodure de potassium iodé en rouge-brun ou en jaune rougeâtre, d'après le degré de concentration du liquide.

Ni les tannins, ni l'acide picrique, ni le chlorure d'or, ni

[1] JORISSEN, *Les phénomènes chimiques de la germination* (MÉMOIRES COURONNÉS DE L'ACADÉMIE ROYALE DE BELGIQUE, t. XXXVIII).

l'iodure double de mercure et de potassium ne précipitent les solutions pures; mais dans des solutions de tannate de solanine, nous avons obtenu avec l'iodure de potassium iodé un précipité brun jaunâtre; avec l'acide picrique, un précipité jaune, et avec le chlorure d'or, un précipité jaune pâle.

Le réactif de Mandelin (solution à $^1/_{1000}$ de vanadate d'ammonium dans l'acide sulfurique) colore la solanine en jaune-orange d'abord, en rouge ensuite et enfin en violet. Comme l'a observé Wothschall [1], la substitution de l'acide sulfurique trihydraté à l'acide sulfurique concentré ne nuit pas à la sensibilité du réactif, et sous cette forme, que nous avons adoptée, il acquiert en microchimie une valeur beaucoup plus grande.

Une solution de séléniate de sodium dans l'acide sulfurique dilué (réactif de Brandt), chauffée avec de la solanine, prend une coloration rouge-framboise qui pâlit bientôt pour prendre une teinte brune.

Enfin l'acide sulfurique colore la solanine en orangé, puis en rouge et ensuite en violet.

Concentré, ce dernier a été employé par Theorin (*loc. cit.*) pour localiser la solanine dans *Solanum tuberosum*; et légèrement additionné d'eau, il a servi à Schaarschmidt pour étudier microchimiquement la répartition de ce corps dans *Solanum tuberosum*, *Solanum nigrum*, *Solanum Dulcamara*, *Capsicum annuum*, *Lycopersicum esculentum* et *Mandragora officinalis*.

En se bornant aux indications d'un seul réactif, dont l'action sur la solanine est d'ailleurs loin d'être caractéristique, l'un et l'autre se sont maintes fois trompés.

Wothschall, qui a fait une étude détaillée des réactifs de la solanine, considère les trois réactifs que nous avons mentionnés en dernier lieu comme seuls applicables à la microchimie et comme pouvant fournir des indications probantes sur la localisation de ce glycoside.

Cependant, quand on les fait agir sur des coupes de graines,

[1] WOTHSCHALL, *Ueber der mikrochemischen Reactionen des Solanins* (ZEITSCHR. FÜR WISS. MIKROSKOPIE, 1889, pp. 19-38, 182-195).

ils donnent naissance à une production plus ou moins abondante de furfurol et la substitution de l'acide sulfurique trihydraté à l'acide sulfurique concentré dans le réactif de Mandelin ne suffit pas à supprimer cette cause d'erreur, bien qu'elle l'atténue notablement.

En extrayant la solanine de ces coupes au moyen d'alcool amylique à chaud ou d'alcool ordinaire additionné d'acide tartrique, nous avons pu déterminer les colorations dues au furfurol. Mais les trois réactifs que Wothschall considère comme caractéristiques de la solanine réagissent de même avec la solanidine et il reste à déterminer auquel de ces deux corps sont dues les colorations observées.

Or, la solanidine donne avec l'iode un précipité jaune-brun; avec l'acide picrique, un précipité jaune très soluble dans l'acide acétique; avec le chlorure d'or, de même qu'avec l'iodure double de potassium et de mercure, un précipité jaune pâle; avec le tannin, un précipité blanc peu soluble dans l'acide acétique.

Dans les cellules qui ne renferment pas de tannin, l'action de ces derniers réactifs indiquera si l'on se trouve en présence du glycoside ou de l'alcaloïde qui en dérive.

L'existence de solanidine dans les pousses étiolées de pommes de terre faisait prévoir la possibilité de la présence simultanée de ces deux corps dans le suc cellulaire.

Pour élucider cette question, nous avons mélangé des solutions de solanine et de solanidine. Dans ce liquide, l'iodure de potassium iodé a produit un précipité rouge-brun, à apparence de gelée, assez difficile à distinguer d'un liquide sur le porte-objet, tellement les granulations en sont fines, mais présentant le plus souvent des plissements qui rendent le doute impossible (fig. 8, *a*).

Lorsque la solanine est fort prédominante, le précipité, facile à observer à l'arrivée du réactif, ne se distingue plus que très difficilement ensuite du liquide brun produit par l'action de l'iode sur la solanine.

L'iode est d'ailleurs le seul réactif qui ne se soit pas comporté avec ce mélange comme avec la solanidine pure, mais

son action est topique, et en étudiant les pousses étiolées de pommes de terre, nous avons vu se produire à l'intérieur des cellules les différentes phases de ce phénomène, d'autant mieux marquées que le réactif diffuse lentement au travers du cytoplasme.

Il se produit d'abord contre les parois de ce dernier des granules jaunâtres, parfois assez volumineux, irréguliers, mais à angles arrondis (fig. 8, *b*) : c'est le précipité qui naît en différents points. Bientôt ces îlots se réunissent vers l'intérieur de la vacuole ; puis, prenant la teinte brunâtre du milieu ambiant, ils semblent s'y redissoudre (*c*). Cependant, plus tard, par suite des modifications de forme que prend la masse précipitée et devenue gélatineuse, on parvient à la distinguer de nouveau avec facilité (*d*).

Il est du reste possible d'enlever au suc cellulaire la solanidine qu'il renferme en laissant séjourner quelques-unes des coupes à étudier dans le chloroforme : celui-ci n'enlève pas la solanine de ses solutions alcalines ou acides, tandis qu'il en extrait la solanidine.

Dans des coupes ainsi traitées, la réaction de Mandelin diminue notablement d'intensité et l'iodure de potassium iodé ne donne plus qu'une coloration jaune, comme celle que le réactif produit dans une solution diluée de solanine.

En résumé, pour localiser la solanine, les trois réactifs dont s'est servi Wothschall ne sont pas suffisants et il est nécessaire d'en contrôler les indications. D'autre part, ces réactifs ont encore le grave défaut de ne localiser qu'avec peu de précision, car en présence de solutions diluées, les colorations qu'ils provoquent ne se produisent pas vite, tandis que l'utricule cytoplasmique, que leur contact tue immédiatement, laisse écouler le suc cellulaire avec la solanine qui s'y trouve dissoute. C'est ainsi que Wothschall a signalé la présence de solanine dans les membranes cellulaires où il n'en existe pas dans les tissus vivants.

Avec les autres réactifs, au contraire, les éléments à glycoside demeurés intacts se dessinent nettement dans les coupes

étudiées et il serait impossible, sans y avoir recours, de rien décider relativement aux questions de détail, comme la présence du glycoside dans un suc cellulaire coloré et son siège précis dans la cellule, questions qui ont cependant leur importance au point de vue physiologique.

LOCALISATION DES ALCALOÏDES.

1. Nicandra physaloïdes.

A. HISTORIQUE. — Nous n'avons trouvé dans la littérature aucune communication relative à l'alcaloïde contenu dans cette plante.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — On obtient dans les tissus, par l'iodure de potassium iodé, un précipité brun à reflet bleuâtre; par le chlorure d'or, un précipité jaune sale; par l'acide picrique, un précipité jaune.

Ni l'acide phosphomolybdique, ni l'iodure double de mercure et de potassium, ni le tannin ne donnent de précipité bien observable dans les cellules.

C. LOCALISATION. — *Tige*. — Les cellules initiales du cône végétatif et celles qui en sont récemment issues, y compris les plus jeunes ébauches foliaires, ne renferment que peu ou point d'alcaloïde. A partir de là, si l'on en juge par l'abondance des précipités, les divers éléments non encore différenciés de la tige en acquièrent des quantités de plus en plus grandes jusque vers l'insertion des feuilles qui recouvrent comme un capuchon le point végétatif.

A mesure que les tissus se différencient, l'alcaloïde se retire de l'anneau procambial pour se localiser dans la moelle et l'écorce, mais surtout près des libers. Enfin, il abandonne à peu près complètement tous les autres tissus pour se confiner dans les stéréides où il se maintient en grande abondance sur toute la longueur de la tige. Vers le bas de celle-ci, il y en a

sensiblement plus dans les stéréides qui accompagnent le liber interne.

Feuilles. — Comme nous l'avons déjà dit, les plus jeunes ébauches foliaires ne renferment que très peu d'alcaloïde. A mesure qu'elles se développent, elles en accumulent de plus en plus dans tous leurs éléments; mais avec la différenciation des tissus coïncide l'émigration de la base vers les épidermes et vers les libers où elle s'accumule dans les stéréides extra-libériennes. La feuille n'a pas encore atteint son complet développement, que ces derniers éléments sont les seuls où les réactifs décèlent encore la présence d'un alcaloïde.

Poils. — Les poils articulés encore jeunes donnent dans le voisinage des parois un précipité d'alcaloïde; dans la suite, la base en disparaît tout à fait.

Racine. — Les cellules de la coiffe, de même que celles de l'assise pilifère, sur une étendue de quelques centimètres à partir du sommet, et les cellules du périblème et de l'écorce jeune sont très riches en alcaloïde.

Nous n'en avons pas observé dans les parties adultes protégées seulement par la couche épidermoïdale que la destruction de l'assise pilifère avait mise à nu. Mais avec le recloisonnement de ces cellules pour donner naissance à du liège protecteur coïncide toujours la réapparition de l'alcaloïde. Il occupe habituellement les deux éléments les plus internes des séries radiales.

Chez les racines de *Nicandra physaloïdes*, la production du liège est d'ailleurs assez limitée et fort irrégulière, et il faut sans doute la considérer comme un moyen de protection contre l'attaque des parasites.

Organes de la fructification. — Dans le calice et la corolle, l'alcaloïde se comporte comme dans les feuilles végétatives, c'est-à-dire qu'après avoir rempli tous les tissus, il se retire près des faisceaux et dans les épidermes, puis disparaît enfin à peu près complètement.

Le même fait se produit chez les étamines où l'alcaloïde séjourne encore en dernier lieu autour du faisceau qui parcourt le filet et le connectif.

Dans le fruit, le contenu alcaloïdique diminue avec la maturation. Il s'y conserve le plus longtemps dans les épidermes du péricarpe et dans les ovules.

L'assise extérieure des ovules en renferme d'abord une quantité notable, de même que les cellules les plus proches du sac embryonnaire où l'albumen est en voie de formation. Mais l'alcaloïde diminue peu à peu avec les modifications que subissent les parois des cellules externes et l'écrasement des cellules sous-jacentes.

La graine n'en contient plus.

Bien que les parties les plus jeunes du point végétatif brunissent fortement par l'iode, de même que les têtes des poils sur les organes adultes, on ne peut en attribuer la cause à un alcaloïde : cela résulte à l'évidence des réactions obtenues après une longue immersion dans l'alcool tartrique.

Il résulte de la comparaison de nombreux points végétatifs que la topographie de l'alcaloïde au point végétatif varie et semble dépendre de l'activité de la végétation.

2. Atropa Belladona.

A. HISTORIQUE. -- En 1831, Mein a extrait de la Belladone un alcaloïde auquel il a donné le nom d'*atropine* [1]. En 1880, Ladenburg [2] y signala en outre de l'*hyoscyamine*.

Une note du Laboratoire chimico-pharmaceutique de Berlin affirme que la racine de Belladone ne contient que de l'hyoscyamine.

Schmidt et Will ayant observé la facile métamorphose de l'hyoscyamine en atropine, Schütte [3] s'assura que les procé-

[1] HUSEMANN und HILGER, *Die Pflanzenstoffe. Atropin*, p. 1182.

[2] LADENBURG, *Die Alkaloïde aus Belladona, Datura, Hyoscyamus und Duboisia* (BER. DER DEUT. CHEM. GESELLS, 1880, p. 909).

[3] SCHÜTTE. *loc. cit.*

dés employés jusque-là pour extraire l'atropine pouvaient avoir opéré la métamorphose.

Il résulte, en effet, de ses recherches, faites avec les précautions voulues pour éviter toute métamorphose, que dans les racines de plantes de un à deux ans, il ne préexiste que de l'hyoscyamine, tandis que dans les racines de Belladone plus âgées, il se trouve un peu d'atropine, à côté d'une quantité plus considérable d'hyoscyamine.

Dans le jeune fruit, il n'a trouvé que de l'hyoscyamine, et dans les fruits mûrs, seulement de l'atropine chez les plantes sauvages, et un mélange des deux bases chez les plantes cultivées, de sorte que la transformation que l'on peut opérer artificiellement s'accomplit aussi sous l'influence de causes naturelles.

D'après Kratter [1], l'action nocive des feuilles de Belladone est beaucoup plus élevée que ne le serait la dose d'alcaloïde que l'analyse y indique, et l'action qu'elles produisent sur l'organisme est très différente de celle des alcaloïdes mydriatiques isolés. D'où il semble résulter que la plante doit encore contenir d'autres corps vénéneux.

En effet, H. Kunz [2] en a extrait, en 1886, une petite quantité de bilineurine ou choline. En même temps, il en a retiré la substance fluorescente que les recherches toxicologiques avaient toujours fait observer à côté de l'atropine dans les cas d'empoisonnement par les organes mêmes de la plante. Cette substance, qu'il a désignée sous le nom d'acide chrysatropique, avait déjà fait l'objet des recherches de Paschkis [3], qui la considère comme identique à la scopolétine signalée par Eykmann dans *Scopolia japonica*. Les réactions que Paschkis attribue à l'acide chrysatropique indiquent qu'il est assez analogue aux tannins : en solution aqueuse, il est précipité en vert par le chlorure

[1] KRATTER, *Archives de l'anthropologie criminelle* (cité par FLORENCE, *loc. cit.*, p. 98).

[2] KUNZ, *Ueber einige neue Bestandtheile der Atropa Belladona* (ARCH. PHARM., (3), 23, 721-735).

[3] PASCHKIS, *Refer. in Just's botan. Jahresbericht*, 1886, p. 229.

ferrique, et en bleu par le chlorure d'or; de plus, dans les cellules qui nous ont donné ces réactions, nous avons obtenu une coloration brun-rouge par le bichromate de potassium et un précipité blanc par le carbonate d'ammonium.

Quelque lien de parenté unit-il cette substance fluorescente aux alcaloïdes mydriatiques, comme semble l'indiquer la dénomination de Kunz? Un fait à noter, c'est qu'on la rencontre en même temps qu'eux dans *Atropa Belladona*, *Hyoscyamus niger* et *Scopolia japonica*, comme l'ont constaté Kunz et Paschkis. Il est fort probable qu'elle ne manque pas non plus dans *Datura Stramonium*, quoique Dragendorff ne l'y ait pas observée, car il existe à côté de l'alcaloïde, dans l'épiderme du fruit et les téguments de la graine, une substance qui se comporte comme elle avec les réactifs dont nous avons parlé plus haut.

Les autres Solanacées renferment d'ailleurs aussi, mais en quantités très variables, des substances analogues, qui se localisent à peu près comme elles et auxquelles nous donnerons provisoirement le nom de tannins, en l'absence de dénominations plus précises.

Relativement à la quantité totale des alcaloïdes contenus dans la plante, on se trouve en présence des résultats les plus contradictoires, ce qui porte à penser que des causes multiples tendent continuellement à en modifier la teneur.

Lefort [1], qui a recherché comment l'alcaloïde varie avec les diverses périodes de la végétation, conclut que c'est entre la floraison et la maturité du fruit que le rendement en alcaloïde de la Belladone est le plus élevé.

Günther [2] a trouvé que les fruits non mûrs renferment 0,955 °/₀ d'alcaloïde, et les fruits mûrs seulement 0,805 °/₀.

Des analyses de Schütte (*loc. cit.*), il résulte que le contenu alcaloïdique des racines d'*Atropa Belladona* s'élève du printemps à l'été, diminue en automne pour s'abaisser encore

[1] Lefort, *Journal de Pharmacie*, XV, 1872, p. 417.
[2] Günther, *Viertelj. Pharm.*, XIV, p. 598.

pendant l'hiver ; la production de l'alcaloïde est donc intimement liée à l'activité de la végétation. Impossible de tirer de ces recherches des conclusions plus précises au point de vue de la physiologie. En soumettant à l'analyse toutes les racines de plantes ayant atteint un même âge, on opère en réalité sur des organes qui se trouvent dans des phases de végétation fort différentes et l'on arrive à des moyennes qui n'apprennent rien ou fort peu de chose relativement à l'évolution de l'alcaloïde dans les tissus de ces mêmes organes.

En ce qui concerne la différence qui existerait, d'après Gerrard [1], dans la teneur en alcaloïde des Belladones sauvages et des Belladones cultivées, n'y aurait-il pas lieu de ne pas s'en tenir à des variations aussi vagues et de rechercher l'influence de certains agents bien déterminés, tels que le milieu nutritif, la lumière, la chaleur, etc.?

B. ACTION DES RÉACTIFS. — L'iodure de potassium iodé produit dans les cellules à alcaloïde d'*Atropa Belladona* un précipité de sphérules brunes à reflet bleuâtre qui sont bientôt remplacées par des incrustations amorphes de l'utricule protoplasmique. Si l'on fait agir le réactif sur des coupes non lavées, on observe de nombreux cristaux dans la préparation et surtout dans les stéréides entamées par le rasoir. Nous n'en avons pas vu dans les éléments encore en vie à l'arrivée du réactif.

Dans certaines cellules, et notamment dans les cellules épidermiques, le précipité revêt un autre aspect : il prend la forme de sphérules qui naissent incolores, sont agitées d'un vif mouvement brownien et se fusionnent en sphères plus volumineuses. Il est probable que ces éléments renferment, en même temps qu'un alcaloïde, une certaine quantité d'acide chrysatropique, car ils fournissent aussi les réactions des tannins.

[1] A.-W. GERRARD, *On the alkaloidal value of cultivated and wild Belladona plants* (JEARBOOK OF PHARMACY, 1881, p. 482).

L'acide phosphomolybdique produit dans les cellules à alcaloïde de la Belladone un précipité jaune, facilement observable, que l'ammoniaque redissout.

Le chlorure d'or y produit un précipité jaune beaucoup plus pâle. Dans les cellules qui renferment de l'acide chrysatropique, ce précipité, rapidement réduit, communique au suc cellulaire une coloration bleue.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — Les cellules les plus jeunes du point végétatif ne renferment que peu d'alcaloïde. Elles en acquièrent de plus en plus à mesure que de nouvelles formations les éloignent des cellules initiales. Le maximum de concentration de l'alcaloïde est atteint à une faible distance du sommet.

Quand les tissus commencent à se différencier, la base s'accumule vers l'épiderme et vers les libers, sans pourtant abandonner complètement l'écorce ni la moelle. Les vaisseaux, les tubes criblés et les cellules annexes sont, à cet endroit, les seuls éléments qui n'en renferment point. Dans la région plus éloignée du point végétatif, où la tige a reçu un développement secondaire, l'alcaloïde a abandonné tout à fait le parenchyme médullaire et le parenchyme cortical pour se confiner dans le parenchyme voisin des tubes criblés (notamment dans les stéréides) et dans la partie des rayons médullaires contiguë aux libers.

Lorsque le liège a pris naissance, les deux ou trois cellules les plus internes des rangées radiales qui le constituent sont riches en alcaloïde.

Feuilles. — L'alcaloïde, d'abord absent des ébauches foliaires, en remplit ensuite les tissus. Chez les feuilles adultes, on le retrouve encore dans la plupart des éléments vivants, mais d'une manière prépondérante dans les cellules épidermiques (surtout dans celles qui recouvrent les nervures), auprès des faisceaux (principalement dans les stéréides et les cellules parenchymateuses allongées voisines des cordons libériens), et dans les plans médullaires.

Poils. – Les poils jeunes donnent, près des parois transverses, un abondant précipité. Cela tient à ce que le réactif pénètre par ces cloisons, ne pouvant que très difficilement franchir les membranes externes cutinisées. Les têtes des poils glanduleux ne renferment jamais d'alcaloïde.

Racine. — L'alcaloïde est abondant dans la coiffe et le périblème. Il se maintient chez l'organe adulte dans toute l'écorce, y compris l'endoderme. Le cylindre central en est complètement dépourvu, tant que le cambium n'a pas fonctionné; plus tard, on en observe, mais en quantité minime, dans le parenchyme ligneux secondaire (fig. 9).

Ce parenchyme est prédominant dans les racines d'un certain âge. On n'y rencontre qu'assez peu de vaisseaux lignifiés et ils constituent souvent des faisceaux isolés au milieu de la masse parenchymateuse. Des cordons libériens évidemment issus du recloisonnement des cellules avoisinantes accompagnent le xylème secondaire.

Weiss [1] a déjà signalé cette curieuse organisation dans les racines charnues de *Scopolia atropoides* et de *Datura Stramonium* et il en désigne le liber anormal sous le nom de « Xylemständiges Phloem ».

Auprès de ce liber intra-xylaire, nous n'avons pas observé que l'alcaloïde fût plus abondant que dans le reste du parenchyme.

Organes de la fructification. — Dans le calice et la corolle, l'alcaloïde se répartit comme dans les feuilles; il diminue rapidement dans la corolle à l'époque où elle va se faner.

Le faisceau qui traverse le filet des étamines est du type concentrique amphicribral; le liber y est constitué par des tubes criblés ressemblant quelque peu à des hyphes et par des

[1] Weiss, *Markständiges Gefässbundelsystem und Blattspuren* (Botanisches Centralblatt, 1883, p. 410).

cellules parenchymateuses allongées : aucun de ces éléments ne renferme d'alcaloïde. On en trouve, au contraire, dans les cellules allongées qui constituent au faisceau une sorte de gaine, de même que dans l'épiderme de l'anthère et dans l'assise nourricière du pollen.

Dans le pistil, on rencontre l'alcaloïde : autour des deux faisceaux du style; dans tous les éléments du carpelle, à l'exception des quatre faisceaux (autour desquels il est plus abondant que dans les régions voisines); dans les jeunes ovules et particulièrement dans leur assise superficielle.

La graine étant encore jeune, les cellules de cette assise, qui ont déjà épaissi leurs demi-parois internes, en contiennent encore notablement, de même que les cellules sous-jacentes et surtout celles qui sont contiguës à l'albumen en voie de formation.

L'alcaloïde diminue dans la graine avec la maturation [1]; cependant la graine mûre en a conservé dans les tissus écrasés qui constituent son tégument interne.

A l'époque où l'albumen achève d'accumuler les réserves de l'ovule, la baie bleuit, par suite de l'apparition d'une matière colorante dans le suc cellulaire, et l'alcaloïde commence à y diminuer. Quand les tissus du péricarpe se sont ramollis, ils n'en contiennent plus. C'est sans doute à une période antérieure que Günther a dosé l'alcaloïde, car il ne note qu'une faible diminution.

Ni l'albumen ni l'embryon ne renferment d'alcaloïde, mais ils tiennent en réserve beaucoup de matières protéiques et de sucre. La liqueur de Fehling, la réaction de Trommer et le réactif de Molish indiquent une grande abondance de matières sucrées autour du cylindre central du membre hypocotylé de l'embryon, de même que dans ses deux points végétatifs et près des ébauches de faisceau des cotylédons.

[1] Cf. CLAUTRIAU, *Localisation et signification des alcaloïdes dans quelques graines* (ANN. DE LA SOC. BELGE DE MICROSC. (Mémoires), t. XVIII, 1894, p. 37).

Les matières albuminoïdes de l'ovule et de l'albumen donnent les réactions de Millon et de Piotrowski.

En chauffant des coupes de la graine avec l'acide chlorhydrique, l'albumen seul prend une belle coloration violette. De Wèvre [1] n'a obtenu cette réaction avec aucune substance albuminoïde; en présence du sucre, l'acide chlorhydrique colore ces coupes en rose. D'après Wiesner [2], cette réaction devrait être attribuée aux zymases.

3. Scopolia japonica.

A. HISTORIQUE. — En 1879, Martins [3] signalait dans cette plante de la *solanine*.

Selon Langgaard [4], *Scopolia japonica* contient dans ses racines deux alcaloïdes mydriatiques : la *scopoloïne* et la *rotoïne*, mais il n'en fait pas connaître les propriétés distinctives.

Eykman [5] déduit de ses recherches que *Scopolia japonica* renferme un alcaloïde, la *scopoloïne*, et un glycoside (scopoline) décomposable, par les acides dilués à chaud, en sucre et *scopolétine*. D'après lui, la rotoïne de Langgaard et la solanine de Martins sont de la scopolétine.

En 1887, Henschke [6] trouva que la racine de *Scopolia japonica* ne renferme pas d'alcaloïde propre, mais un mélange des trois alcaloïdes mydriatiques isomères bien connus; la rotoïne est un mélange de sels de sodium et d'acides riches en carbone, et la scopolétine d'Eykman n'est autre chose que l'acide chrysatropique signalé aussi par Kunz dans *Atropa* [7].

[1] DE WÈVRE, *Recherches sur la technique microchimique des albuminoïdes* (BULL. DE LA SOC. BELGE DE MICROSC., t. XX, 1894, p. 108).

[2] WIESNER, *Sitzungsber. Ak. Wiss. Wien,* Bd XCII, I, 1885, p. 41.

[3] MARTINS, *Arch. des Pharm.,* Bd CCXIII, S. 336, 1879.

[4] LANGGAARD, *The American Journal of Pharm.*, vol. LII, 1880, p. 256

[5] EYKMAN, *Abhandl. des Tokio Daigaku,* n° 10, S. 17-25 (analysé dans JUST'S JAHRESB., 1883).

[6] HENSCHKE, *loc. cit.*

[7] KUNZ, *loc. cit.*

Schütte [1] a trouvé dans les extraits de *Scopolia* de l'hyoscyamine en quantité prépondérante et un peu d'atropine.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — Nous avons obtenu avec *Scopolia japonica* les mêmes réactions qu'avec *Atropa.*

Tige. — Les points végétatifs ne paraissent pas renfermer autant d'alcaloïde que ceux de la tige d'*Atropa Belladona.* Au sommet de racines charnues, nous en avons observé dont toutes les cellules renfermaient uniformément l'alcaloïde; mais ces points végétatifs étaient à l'état de repos.

Sur des coupes pratiquées dans la partie adulte de la tige, on reconnaît que l'alcaloïde se localise auprès des libers, notamment dans les éléments parenchymateux allongés au milieu desquels courent les cordons libériens, et dans les stéréides. Enfin, on ne l'observe plus que dans ces dernières lorsque l'on étudie des régions plus âgées. Avec l'iodure de potassium iodé, nous y avons obtenu des cristaux analogues à ceux que fournissent les sels d'atropine.

Feuilles. — L'alcaloïde est très abondant sur les deux faces des faisceaux et il s'y localise comme auprès des faisceaux de la tige. Nous n'en avons pas observé dans les autres éléments du mésophylle.

Les cellules épidermiques sont assez riches en alcaloïde.

Poils. – L'alcaloïde s'y comporte comme chez *Atropa.*

Racine. — Au point végétatif, la localisation est la même chez tous les types étudiés.

Dans une racine qui n'a pas encore de tissus secondaires, l'alcaloïde se trouve limité à l'écorce. Chez une racine dont le cambium et le phellogène sont en activité, l'alcaloïde se rencontre en outre dans le parenchyme libérien, le parenchyme ligneux, sans s'accumuler auprès du liber intra-xylaire; dans la partie des rayons médullaires voisine du liber et de la région

[1] SCHÜTTE, *loc. cit.*

cambiale, et dans les deux ou trois couches les plus internes du liège.

Organes de la fructification. — L'alcaloïde s'y localise comme chez *Atropa*; toutefois, nous n'avons pu observer que la fleur et le jeune fruit; nous ignorons si la graine renferme des alcaloïdes à sa maturité.

4. Hyoscyamus niger.

A. HISTORIQUE [1]. — Peschier, en 1821, et Payen, en 1824, signalèrent comme vraisemblable la présence d'un alcaloïde dans la Jusquiame. Dès 1821, von Brandes retira des semences de cette plante un liquide qu'il prit à tort pour leur principe actif et qu'il appela *hyoscyamine.*

Geiger et Hesse parvinrent à opérer cette extraction en 1833.

En 1881, Ladenburg retira, de l'hyoscyamine liquide du commerce, l'hyoscyamine pure cristallisée et un nouvel alcaloïde mydriatique liquide qu'il appela *hyoscine* et que Buchheim avait déjà signalé sous le nom de *sikeranine* [2].

Regnauld a fait remarquer la grande prédominance de l'hyoscine sur l'hyoscyamine dans le suc cellulaire de la Jusquiame, et l'inconséquence qu'il y avait à attacher le nom de cette plante à un alcaloïde qui n'y figure qu'en très faible proportion, tandis qu'il constitue à peu près les deux tiers de l'atropine officinale : pour faire disparaître cette antinomie, il a proposé d'employer désormais, pour désigner l'hyoscyamine de Ladenburg, les termes d'*atropine* β ou d'*atropidine.*

B. ACTION DES RÉACTIFS. — Les réactifs des alcaloïdes mydriatiques agissent sensiblement de même sur les tissus de cette plante et sur ceux d'*Atropa Belladona.*

[1] HUSEMANN und HILGER, *Die Pflanzenstoffe. Hyoscyamin.*
[2] BUCHHEIM, *Arch. f. experim. Path*, 1876, p. 472.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — L'alcaloïde abonde dans les cellules des points végétatifs. Dans la région de la tige dont les tissus sont récemment différenciés, on le rencontre assez peu concentré dans l'épiderme, abondamment dans le parenchyme voisin des libers et dans toute l'étendue des rayons médullaires. Les stéréides n'en renferment pas d'une manière prépondérante.

Lorsque l'on fait agir l'iode sur les cellules de l'épiderme, il y naît à l'arrivée du réactif des sphérules jaunâtres qui se fusionnent en sphérules plus volumineuses et brunissent ensuite. Elles manifestent les réactions des tannins, comme leurs analogues de la Belladone [1]. On peut d'ailleurs constater directement dans ces cellules la présence d'une assez grande quantité de tannin.

Feuilles. — Les feuilles ont un parenchyme lacuneux assez serré, dont les éléments, allongés perpendiculairement à la surface de l'épiderme, le font ressembler au tissu palissadiforme supérieur; il en résulte une assez grande épaisseur du limbe. Très jeunes, elles renferment assez bien d'alcaloïde; quand elles ont atteint l'âge adulte, on n'y retrouve que fort peu d'alcaloïde dans les épidermes; ils en sont parfois complètement dépourvus.

Auprès des faisceaux et dans leur intérieur, l'alcaloïde se localise comme dans la tige.

Racine. — Chez les parties jeunes de cet organe, l'alcaloïde ne se rencontre que dans l'écorce. Plus tard, on en observe aussi dans le parenchyme libérien.

Les vieilles racines sont composées de cordons ligneux, d'origine secondaire, entourés de parenchyme qui forme autour d'eux comme une gaine amylifère. Entre ces faisceaux, les tissus sont morts. Le liber présente aussi des stratifications d'éléments morts et d'éléments vivants. De tous ces éléments, le parenchyme libérien seul renferme un peu d'alcaloïde. Au contraire, les éléments internes du liège en contiennent notablement.

[1] KLERCKER, *Studien über die Gerbstoffvakuolen*, p. 7.

Poils. — Les poils sont très longs et très abondants sur tous les organes aériens. Jeunes, ils renferment une certaine quantité d'alcaloïde; plus âgés, ils en sont complètement dépourvus. La tête des poils sécréteurs n'en contient jamais.

Organes de la fructification. — On y constate la même série de phénomènes que dans les organes analogues d'*Atropa Belladona.* La graine mûre renferme encore, mais très peu, d'alcaloïde dans son tégument interne; plus du tout dans l'autre.

5. Physalis Alkekengi.

A. HISTORIQUE [1]. — En 1852, Dessaignes et Chautard ont extrait des feuilles de cette plante un alcaloïde pulvérulent, amorphe, faiblement jaunâtre, auquel ils ont donné le nom de *physaline,* sans en faire connaître d'ailleurs les réactions caractéristiques.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — Parmi les réactifs généraux des alcaloïdes, ceux qui sont le plus favorables aux recherches microscopiques sont, dans le cas actuel : l'iodure de potassium iodé, qui produit un précipité jaune-brun pâlissant assez vite; le chlorure d'or, qui précipite en jaune pâle, et l'acide phosphomolybdique, qui donne un précipité d'un gris jaunâtre.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — L'alcaloïde se distribue au point végétatif, comme dans les végétaux précédents, puis il ne se retrouve plus que dans l'épiderme, dans les stéréides et dans les éléments parenchymateux allongés voisins des libers. Auprès des bourgeons, il se maintient cependant dans quelques cellules corticales.

Les rameaux inférieurs des tiges se transforment en rhizomes à deux faisceaux. L'alcaloïde s'y distribue comme dans les tiges aériennes, mais il se maintient plus longtemps dans l'écorce et la moelle.

[1] HUSEMANN und HILGER, *Die Pflanzenstoffe. Physaline.*

Feuilles. — Chez des feuilles encore très jeunes, l'alcaloïde est déjà localisé dans l'endoderme amylifère qui accompagne la face inférieure du faisceau, dans les stéréides et les éléments voisins et dans les épidermes. Ceux-ci n'en contiennent plus quand la feuille a terminé sa croissance.

Poils. — Les poils situés à la base des étamines contiennent de l'alcaloïde, mais nous n'en avons pas observé dans ceux qui se développent sur la tige et les feuilles.

Organes de la fructification. — L'alcaloïde y est peu abondant; mais il se localise comme dans les végétaux précédents. Dans le parenchyme des carpelles, les réactifs n'ont décelé sa présence qu'autour des faisceaux.

Les ovules ne renferment que peu d'alcaloïde et la graine n'en contient pas à sa maturité.

6. Solanum tuberosum.

A. HISTORIQUE [1]. — Baumann signala, le premier, dans les tubercules de *Solanum tuberosum* la présence de la solanine, glycoside découvert, en 1820, par Desfosses dans les baies de *Solanum nigrum*. Cette découverte fut confirmée par de nombreux travaux.

Von Heumann en trouva dans les fruits verts et Otto dans les tiges.

D'après les analyses de Wolff, les pousses étiolées en renferment plus que le tubercule; chez celui-ci, selon Bach, c'est dans l'écorce que le glycoside se localise et il n'y en aurait que vers la base des jets.

Renteln et Hant ont extrait de la solanine des pommes de terre pelées.

Les pousses, affirment Zwenger et Kindt, sont plus riches en solanine quand elles sont plus courtes, et d'après Berchtold

[1] HUSEMANN und HILGER, *loc. cit.* — WOTHSCHALL, *loc. cit.*

la quantité de base qu'elles renferment diminue jusqu'à s'annihiler avec l'accroissement.

Ebermayer croit que le verdissement augmente la teneur en solanine de la pomme de terre; Berchtold affirme le contraire.

Selon Otto, la quantité de solanine contenue dans le tubercule dépend des variétés étudiées et des conditions de la végétation.

Selon Jorissen, les jets de pommes de terre renfermeraient en outre de la solanidine. Il en a retiré cette base en les traitant par l'éther éthylique, qui enlève l'alcaloïde et non le glycoside.

Les recherches de l'auteur ne se sont pas étendues à d'autres organes de la plante.

Schütte a observé que l'ingestion des feuilles de *Solanum tuberosum* a pour effet de dilater la pupille; il n'a pas réussi cependant à en extraire un alcaloïde mydriatique, mais il en a retiré de la bétaïne.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — La plupart des cellules de la pomme de terre où les réactifs décèlent de la solanine, renferment aussi de la solanidine, car non seulement il s'y forme un précipité à l'arrivée de l'iode, mais le chlorure d'or, l'acide picrique et l'iodure double de mercure et de potassium y font naître des précipités que la solanine ne produit qu'en présence du tannin. Or, l'absence de celui-ci peut être facilement constatée par ses réactifs propres.

Que ce soit la solanidine qui provoque les précipitations déterminées par l'action des réactifs, il est facile de s'en assurer par l'action dissolvante de l'éther ou du chloroforme. Après une immersion prolongée du matériel à étudier dans ces liquides, l'action du réactif de Mandelin est notablement atténuée et l'iode ne provoque plus de précipité, tandis que, comme l'a constaté Jorissen, le corps enlevé par le dissolvant donne les réactions de la solanidine.

C. LOCALISATION. — Le rapport entre les quantités de glycoside et d'alcaloïde contenues dans une même cellule nous a paru assez variable de région à région, et la solanine semble surtout

prédominante vers les points végétatifs ; mais nous ne pouvons dès maintenant traiter cette question d'une manière suffisamment explicite et nous nous bornerons pour le moment à faire connaître la topographie de la solanine en faisant remarquer que c'est aussi celle de la solanidine.

Tiges aériennes. — A l'époque de la germination du tubercule, les pousses étiolées sont excessivement riches en glycoside, tant qu'elles ne dépassent pas 2 à 3 centimètres de longueur ; elles vont d'abord en s'appauvrissant à mesure qu'elles s'allongent, et si elles restent à l'obscurité, c'est à peine si leurs points végétatifs en contiennent encore quand elles ont atteint une longueur de 30 à 40 centimètres. Quand, exposées à la lumière, elles se développent normalement, le glycoside se maintient en quantité notable au point végétatif. Il s'y localise, comme les alcaloïdes dans les végétaux étudiés antérieurement, et à quelques centimètres du sommet il se retire vers l'épiderme et vers les libers, surtout dans les stéréides où on le retrouve parfois encore à une grande distance du point végétatif terminal. Les parties âgées de la tige ne contiennent de solanine que dans les ébauches des organes en voie de formation.

Feuilles. — Très jeunes encore, les feuilles renferment uniformément de la solanine dans tous leurs éléments parenchymateux. Cependant, quand on fait agir sur ces organes l'iodure de potassium iodé, on observe que les cellules stomatiques et leurs annexes réagissent fortement, de même que celles de la base de l'organe, quand celui-ci a été séparé de la tige, tandis que les autres demeurent incolores.

Il ne faut voir en ceci que l'effet de la diffusion inégale du réactif, lente au travers des parois externes des cellules épidermiques, rapide au travers des parois minces des cellules qui limitent la chambre stomatique ou la déchirure de l'hypopode. Il suffit de laisser l'iode agir pendant un temps suffisant pour constater l'uniformité de ses effets.

A mesure que la feuille se développe, son contenu en solanine diminue, et quand elle a terminé sa croissance, ni son épiderme ni la plupart des cellules du mésophylle n'en contiennent encore : mais on l'y observe toujours dans les stéréides et quelques éléments allongés situés des deux côtés du faisceau.

Poils. — Nous avons parfois observé des précipités d'alcaloïde dans les poils articulés situés près des points végétatifs, mais en général ils ne renferment pas de solanine, ainsi que l'a déjà indiqué Wothschall.

Tiges souterraines. — La solanine s'y localise comme dans les rameaux aériens ; seulement elle s'y conserve dans l'écorce et la moelle à une plus grande distance du point végétatif.

Tubercules. — Pendant leur développement, les tubercules se comportent d'abord comme des tiges étiolées, c'est-à-dire que, très jeunes, ils renferment dans l'épiderme, de même que dans toutes les cellules de la moelle et de l'écorce, une grande quantité de solanine. Mais dans la suite, elle se localise dans l'épiderme ou les cellules les plus internes du liège qui en provient, tant que celles-ci ne sont pas subérifiées, et de moins en moins dans quelques (4-5) cellules sous-jacentes.

On en trouve encore assez abondamment dans les cellules arrondies des lenticelles. Au voisinage des *yeux*, la solanine se comporte comme aux points végétatifs, remplissant les ébauches foliaires et s'accumulant dans le parenchyme médullaire situé sous les cellules méristématiques. Toutes les cellules de ce méristème en repos renferment de la solanine. Ce sont ces cellules qui ont sans doute fourni à Renteln et Hant la solanine extraite par eux des pommes de terre pelées.

On trouve fréquemment dans les tissus de la pomme de terre des cellules mortes enkystées en quelque sorte par du liège. Là encore la solanine abonde dans les cellules de liège

les plus jeunes, quelle que soit d'ailleurs la situation, profonde ou superficielle, des éléments ainsi isolés [1].

Si l'on coupe un tubercule, les cellules qui se recloisonnent bientôt pour développer le liège protecteur et les cellules sous-jacentes, deviennent riches en solanine, sans que les éléments où l'on en avait constaté antérieurement paraissent en perdre.

Comme dans le phénomène de la germination, il y a sans aucun doute augmentation de la quantité totale de solanine et le glycoside formé résulte de la transformation des matières de réserve au moment où celles-ci doivent être utilisées pour l'édification de tissus nouveaux.

En exposant des tubercules à la lumière, nous n'avons pu observer, lors du verdissement, une modification sensible de leur contenu en solanine.

Racines. — Les matériaux nécessaires à l'étude de leur développement sont fournis en abondance par les tiges étiolées qui ont une tendance bien caractérisée à en produire auprès des bourgeons.

Au moment où les cellules péricycliques commencent à se dédoubler pour produire la jeune racine, on peut constater que toutes les cellules de la plaque méristématique formée (fig. 11) renferment de la solanine en abondance. En même temps elle réapparaît en quantité assez faible dans le parenchyme cortical avoisinant.

A un stade plus avancé, le glycoside se localise dans la coiffe et le périblème. Ces assises renferment l'une et l'autre beaucoup de tannin, mais dans le périblème, les cellules tannifères forment des groupes constitués par le recloisonnement d'un même élément à une certaine distance des cellules initiales, et ces groupes alternent avec d'autres qui sont tout à fait dépourvus de tannin.

[1] C'est à un phénomène de même ordre sans doute qu'il faut attribuer l'accumulation de solanine que Wothschall observe auprès des suçoirs de *Cuscuta Europaea* parasite sur *Solanum Dulcamara*.

La coiffe et le périblème de l'embryon sont déjà riches en tannin : nous n'avons trouvé cette substance dans l'embryon d'aucune autre espèce.

La racine adulte ne donne pas de réaction de solanine.

Organes de la fructification. — Bien que peu abondante dans ces organes, la solanine s'y trouve en quantité plus considérable que dans les autres parties aériennes. Theorin, qui ne la signale positivement ni dans la tige ni dans les feuilles, l'a observée dans le fruit. Elle s'y localise surtout dans les épidermes. On en observe dans le tégument externe de l'ovule et l'assise nourricière de l'albumen. Le glycoside y diminue avec la maturation; cependant les réactifs en décèlent encore des traces dans les téguments de la graine. La solanine s'y trouve retenue au milieu de tissus morts par des déchets provenant des cellules à l'intérieur desquelles elle était d'abord dissoute. On constate souvent aussi, dans les cellules appartenant au liège des tubercules, des granules solides (fig. 12, *g*) renfermant beaucoup de solanine : ils s'y sont formés par un processus analogue. Pendant la vie de la cellule, la solanine est toujours dissoute dans le suc de la vacuole, et les affirmations contraires de Theorin et de Wothschall ne peuvent s'expliquer que par l'insuffisance de leurs réactifs.

7. Solanum Dulcamara.

A. HISTORIQUE. — En 1821, Desfosses signala dans cette plante la présence de la solanine; Legrip, Wackenröder et Clarus confirmèrent successivement cette découverte.

Cependant Moitessier a obtenu pour l'alcaloïde de *Solanum Dulcamara* une formule différente de celle de la solanine et Kletzinsky est arrivé au même résultat.

Hilger, en se basant sur de nouvelles analyses, pense cependant que ces chimistes ont pris pour de la solanine pure un mélange de solanine et de solanidine.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — Le principe contenu dans *Solanum Dulcamara* donne, avec le réactif de Mandelin et l'acide sulfurique concentré, les mêmes colorations que la solanine et la solanidine. Mais l'iodure de potassium iodé détermine, dans le suc cellulaire où il est dissous, la formation de sphérules assez fluides rappelant celles que fournissent la nicotine et les alcaloïdes mydriatiques; seulement elles naissent jaunâtres et prennent ensuite une teinte plus ou moins brune.

Comme dans les solutions de solanidine, l'acide picrique donne un précipité de granules jaunes, solubles dans l'acide acétique, et le chlorure d'or, un précipité gris jaunâtre assez abondant.

Nous avons traité à chaud des fragments de tige de Douce-amère par l'eau acidulée d'acide acétique, et l'extrait ainsi préparé nous a fourni les réactions déjà observées dans les tissus. Agité avec l'éther ou le chloroforme, cet extrait n'abandonne qu'une faible quantité d'alcaloïde.

L'action du réactif de Mandelin sur des coupes qui ont séjourné longtemps dans ces liquides, n'est que faiblement atténuée.

Quelle est au juste la composition de cet extrait qui reproduit les réactions du suc cellulaire? Est-ce un mélange de solanine et de solanidine? L'iode ne semble pas l'indiquer.

Mais il pourrait bien renfermer d'une manière prédominante un glycoside spécial que Wettstein a retiré de la plante et qu'il a appelé *dulcamarine*, parce que, selon lui, c'est ce glycoside qui donne à la douce-amère sa saveur caractéristique.

Geissler a étudié ce corps en 1875. Il est insoluble dans l'eau, l'éther et le chloroforme, mais très soluble dans l'acide acétique. L'acide sulfurique le colore en jaune rougeâtre devenant rouge-cerise. Ne se comporterait-il pas aussi comme la solanine avec le réactif de Mandelin?

Quoi qu'il en soit, en attendant que de nouvelles études aient élucidé cette question, nous appliquerons la dénomination de *dulcamarine* à la substance dissoute dans le suc cellu-

laire de Solanum *Dulcamara* et donnant les réactions que nous avons indiquées plus haut.

C. LOCALISATION. — *Tiges.* — La dulcamarine se localise, avec une concentration qui ne varie qu'aux points végétatifs (où elle atteint un maximum), sur toute la longueur des tiges, dans l'épiderme ou les éléments non encore subérifiés du liège, dans le parenchyme cortical et le parenchyme médullaire entourant le liber interne, la seule partie de la moelle qui soit demeurée vivante. Chez les tiges d'un certain âge, les stéréides fortement épaissies n'en renferment plus, mais l'écorce et la moelle en renferment une grande quantité.

Feuilles. — Le principe actif se rencontre principalement dans les cellules épidermiques et surtout dans celles, plus allongées, qui recouvrent les nervures. Le mésophylle n'en contient que fort peu.

Poils. — Nous n'y avons pas vu de dulcamarine.

Racines. — La dulcamarine se rencontre dans le liège et l'écorce.

Appareil reproducteur. — La topographie de la dulcamarine est conforme au schéma que nous avons donné jusqu'ici de la répartition des alcaloïdes. Il est particulièrement abondant dans l'assise nourricière du pollen, autour des faisceaux du péricarpe et des placentas et dans l'assise externe de l'ovule qui devient le premier tégument de la graine et qui, même à l'époque de la maturité, renferme encore beaucoup de dulcamarine.

Le réactif de Mandelin donne assez nettement cette localisation dans la graine; mais si l'on essaie de la contrôler par l'acide sulfurique, on obtient dans les deux points végétatifs de l'embryon, dans son épiderme, dans la région endodermique de l'hypocotyle et près des faisceaux des cotylédons, une belle coloration rouge, puis violette. Un peu plus tard, toute la coupe, y compris l'albumen, se trouve colorée en rouge-violet.

Nous avons reconnu que cette réaction est due, non à la dulcamarine, mais à la production de furfurol aux dépens de la saccharose. La liqueur de Fehling et la réaction de Trommer accusent enfin la présence de matière sucrée dans l'embryon et aussi, mais en quantité plus faible, dans l'albumen, de sorte que tous les éléments nécessaires à la réaction de Raspail se trouvent en présence.

En faisant agir, sur le porte-objet, de l'acide sulfurique sur un mélange de peptone et de saccharose, nous avons obtenu identiquement les mêmes résultats.

Par l'action du réactif de Brandt, la dulcamarine, qui n'est pas retenue à l'intérieur des cellules mortes du tégument, se délaie rapidement et ne donne naissance à aucune coloration sensible. Mais l'embryon prend encore une teinte grenat, tandis que l'albumen se colore fortement en violet.

Une belle coloration violette se développe encore dans l'albumen sous l'influence de l'acide chlorhydrique à chaud, non seulement dans la graine mûre, mais pendant que l'albumen se développe aux dépens des réserves de l'ovule.

8. Datura Stramonium.

A. HISTORIQUE. — En 1880, Ladenburg établit que l'alcaloïde extrait de *Datura Stramonium* est un mélange d'atropine et d'hyoscyamine dans lequel cette dernière base est prédominante.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — Nous avons obtenu dans les cellules de cette plante les réactions décrites plus haut en étudiant *Atropa Belladona*.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — L'alcaloïde y est très abondant. C'est du collenchyme sous-épidermique qu'il disparaît d'abord. A une certaine distance du point végétatif, on n'en trouve plus que dans les longues stéréides extra-libériennes. Par l'action

de l'iode sur des coupes qui n'ont pas été lavées, on obtient de beaux cristaux analogues à ceux que donne le même réactif dans une solution de sulfate d'atropine.

Dans les parties les plus âgées des tiges, le jeune liège seul contient encore de l'alcaloïde.

Feuilles. — Il y a beaucoup d'alcaloïde dans l'épiderme foliaire supérieur, peu dans l'inférieur, abondamment le long des faisceaux, peu ou point dans le reste du mésophylle.

Poils. — Jeunes, ils renferment assez bien d'alcaloïde : le précipité se fait surtout dans les deux articles inférieurs.

Racine. — Dans les racines encore jeunes, on observe beaucoup d'alcaloïde dans le liège et un peu dans l'écorce. La racine est considérablement dilatée vers le collet de la plante. A cet endroit, l'alcaloïde pénètre dans le parenchyme libérien et dans la partie externe des rayons médullaires.

En résumé, la racine renferme peu d'alcaloïde.

Appareil reproducteur. — On trouve beaucoup d'alcaloïde dans les ébauches des organes floraux; il diminue assez vite dans la corolle et les étamines, mais il se maintient en quantité très considérable dans l'ovaire, et notamment dans les épidermes, ici très étendus, à cause des aiguillons qu'ils recouvrent.

Dans l'ovule, il y a aussi beaucoup d'alcaloïde.

La graine mûre en renferme assez bien dans son tégument interne.

Le péricarpe mûr n'en contient plus.

9. Nicotiana Tabacum.

A. HISTORIQUE. — La nicotine est la seule base signalée dans les tabacs.

Des nombreuses analyses faites par Schlösing, Wettstein, Kosutany, il résulte que la teneur des tabacs en alcaloïdes est

excessivement variable. Les diverses variétés cultivées sont plus ou moins riches en nicotine, mais pour une même variété les quantités extraites changent considérablement avec les terrains et sans doute avec d'autres causes à déterminer.

B. RÉACTIFS. — Nous avons déjà indiqué les réactions utilisées pour localiser cette base : ce sont les mêmes qui ont servi à Maistriau pour la localiser dans *Nicotiana macrophylla.*

Tige. — Dans les parties rapprochées du point végétatif, on trouve de la nicotine dans l'épiderme, dans le collenchyme, les stéréides extra-libériennes, le parenchyme libérien, le parenchyme ligneux, les rayons médullaires et le parenchyme médullaire. Dans les régions plus âgées, l'alcaloïde se rencontre encore dans l'épiderme. La quantité contenue dans le parenchyme cortical est assez faible. On en trouve un peu dans le parenchyme libérien externe.

C'est surtout dans le parenchyme médullaire que s'accumule l'alcaloïde. Dans des tiges de 2 centimètres de diamètre et portant encore dans toute leur longueur des feuilles en activité, tout ce parenchyme renferme beaucoup d'alcaloïde.

Feuilles. — Dans les feuilles complètement développées, on observe beaucoup d'alcaloïde auprès des libers et parfois aussi dans le parenchyme du mésophylle.

Poils. — On observe de la nicotine dans les cellules qui constituent les articles inférieurs de ces organes, rarement dans leurs cellules terminales, jamais dans la tête des poils glanduleux.

Racine. — La nicotine s'observe dans l'écorce, dans le parenchyme libérien et la partie périphérique des rayons médullaires ainsi que dans les jeunes éléments du liège.

Appareil reproducteur. — Toutes les cellules parenchymateuses des organes floraux renferment de la nicotine ; il y a

accumulation de cette base dans les épidermes. Toutefois, dans l'ovaire, c'est le tissu très lacuneux des placentas qui paraît en contenir le plus.

Le tégument externe des ovules et les cellules qui entourent le sac embryonnaire renferment assez bien d'alcaloïde, mais la nicotine disparaît peu à peu de l'assise nourricière, et le tégument externe, désorganisé dans la graine mûre, n'en contient plus que des quantités très faibles, enclavées dans quelques débris protoplasmiques provenant de cette couche et demeurés adhérents à la graine.

10. Pétunia violacea.

A. HISTORIQUE. — Nous n'avons trouvé dans la littérature aucune communication relative aux alcaloïdes de cette plante.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — Ceux des réactifs généraux qui donnent les meilleurs résultats quand on les fait agir sur les tissus de ce végétal, sont :

1° L'iodure de potassium iodé, qui donne un précipité brun à reflet bleuâtre qui pâlit et disparaît vite ;

2° L'acide phosphomolybdique, avec lequel il se forme un précipité jaune ;

3° L'acide picrique, dont l'action est assez analogue au réactif précédent ;

4° Le chlorure d'or, qui provoque la formation d'un précipité jaune sale rapidement réduit.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — L'alcaloïde s'y localise dans l'épiderme, l'endoderme, les stéréides, que l'on ne rencontre ici que dans la couche péricyclique, le parenchyme libérien et le parenchyme médullaire avoisinant le liber interne.

Feuilles. — On y rencontre l'alcaloïde en quantité assez considérable dans les épidermes ; il en existe aussi, quoique très peu, dans les cellules en palissade.

Dans le pétiole des feuilles, les faisceaux appartiennent au type concentrique amphicribral, anomalie qui s'explique facilement par la jonction des deux libers normaux. L'alcaloïde s'accumule dans les cellules disposées autour de ces faisceaux.

Poils. — Il y a un peu d'alcaloïde dans les articles voisins de l'épiderme. Les poils glanduleux n'en renferment pas.

Racine. — L'alcaloïde s'y localise comme dans le même organe de *Nicotiana Tabacum.*

Appareil reproducteur. — Les ébauches florales renferment peu d'alcaloïde. Dans les sépales et les pétales adultes, il est localisé comme dans les feuilles. Il disparaît assez vite de la corolle.

Les étamines en contiennent autour du faisceau et dans l'assise nourricière du pollen ; le style, autour de ses deux faisceaux ; le péricarpe, dans l'épiderme et dans la couche cellulaire qui tapisse la cavité ovarienne.

Il y a beaucoup d'alcaloïde dans le tégument externe de l'ovule, moins dans l'assise nourricière de l'albumen.

Cet alcaloïde réagit comme la nicotine avec l'acide sulfurique et avec le mélange d'acide chlorhydrique et d'acide azotique.

11. Salpiglossis sinuata.

A. HISTORIQUE. — Cette plante n'a pas encore été signalée comme renfermant un alcaloïde.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — L'iodure de potassium iodé donne un précipité brun-kermès assez persistant ; le chlorure d'or, un précipité jaunâtre, et l'iodure double de mercure et de potassium, un précipité jaune-brun. Traitées d'abord par l'acide tartrique, les coupes à étudier se comportent tout

autrement; plus aucune précipitation ne se produit quand on fait agir les réactifs généraux des alcaloïdes.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — Il n'y a que fort peu d'alcaloïde dans l'épiderme jeune, et plus du tout dans l'épiderme adulte. Les cellules palissadiformes sous-jacentes n'en contiennent pas non plus, mais il est fort abondant auprès des libers.

Feuilles. — Ces organes renferment un peu d'alcaloïde dans les épidermes et auprès des faisceaux.

Poils. — Ils ne contiennent pas d'alcaloïde.

Racines. — Nous avons obtenu les réactions mentionnées plus haut dans le parenchyme cortical et dans la région externe des rayons médullaires.

Appareil reproducteur. — Il se trouve beaucoup d'alcaloïde dans le péricarpe. Les ovules en renferment surtout dans leur tégument externe. Dans l'assise nourricière, il ne tarde pas à disparaître et il n'y en a plus dans la graine, car il ne reste du tégument externe que les parois inférieures et épaissies de ses cellules.

L'embryon n'est pas faiblement courbé, contrairement à ce que dit Wettstein, mais enroulé en hélice. Il se distingue de ceux des végétaux précédents par sa coloration violette, due à des grains d'aleurone colorés contenus dans les cellules épidermiques. Ce n'est qu'après la germination que la matière colorante violette apparaît chez les autres types étudiés, mais à l'égard des alcaloïdes cet embryon ne se comporte pas différemment des autres : les réactifs n'y indiquent la présence d'aucune base végétale.

12. Brunfelsia americana.

A. HISTORIQUE. — Aucun alcaloïde n'a encore été signalé dans ce végétal.

B. ACTION DES RÉACTIFS. — L'iodure de potassium iodé donne un précipité brun à reflet bleuâtre; l'acide phosphomolybdique, un précipité jaune, et le chlorure d'or, un précipité jaune pâle.

C. LOCALISATION. — *Tige.* — A quelque distance du point végétatif (où l'alcaloïde se répartit comme dans tous les végétaux étudiés), on observe que la base est très abondante dans les cellules épidermiques ou dans le phellogène et les éléments non encore subérifiés qui en dérivent, de même que dans les éléments collenchymateux sous-jacents.

Les deux ou trois couches les plus internes de l'écorce, les éléments parenchymateux du péricycle, les stéréides voisines et les rayons médullaires en contiennent aussi des quantités considérables. De même que dans *Pétunia violacea*, il n'y a pas de stéréides auprès des libers, mais dans la moelle, on observe des îlots de cellules pierreuses qui ne contiennent pas d'alcaloïde, tandis que le suc cellulaire de toutes les autres en renferme notablement.

Dans le parenchyme cortical, on rencontre aussi, quoique plus rarement, des cellules semblables toujours dépourvues d'alcaloïde.

Feuilles. — Les feuilles de ce végétal sont assez épaisses et l'épiderme en est fortement cutinisé. Nous n'y avons observé d'alcaloïde qu'au voisinage des faisceaux, mais surtout auprès du liber interne et dans les rayons médullaires.

N'ayant pu disposer que d'un rameau de ce végétal, nous n'avons pu localiser l'alcaloïde dans sa racine ni dans son appareil reproducteur, mais il est certain qu'au point de vue de la richesse en base végétale, il peut être comparé à la Belladone et à la Stramoine.

LES ALCALOÏDES PENDANT LA GERMINATION.

Nous avons étudié pendant qu'elles germaient des graines d'*Atropa Belladona* et de *Datura Stramonium*, et les phénomènes observés ont été absolument concordants.

Nous avons déjà fait remarquer que ces graines ne renferment d'alcaloïde ni dans l'albumen ni dans l'embryon, mais seulement dans les tissus morts écrasés entre l'albumen et le testa.

L'alcaloïde apparaît dans la plantule quand les cellules des méristèmes recommencent à se cloisonner et il se répartit, comme dans la plante même, dans les points végétatifs, dans l'épiderme et auprès des faisceaux en voie de différenciation de l'hypocotyle et des cotylédons.

Y aurait-il absorption de l'alcaloïde des téguments?

L'examen de la graine dont l'albumen s'est protégé extérieurement par d'épaisses membranes, rend déjà cette hypothèse assez peu vraisemblable.

Mais avec des graines volumineuses, on peut même, comme l'a fait Clautriau (*loc. cit.*), exclure complètement l'hypothèse de l'utilisation possible des alcaloïdes des téguments par la plantule en faisant germer des graines pelées et soumises à des lavages répétés dans l'eau distillée.

Chez ces dernières, l'alcaloïde naît et se répartit comme chez les autres, d'où il résulte qu'il se forme pendant la germination aux dépens des réserves accumulées dans la graine.

TOPOGRAPHIE GÉNÉRALE DES ALCALOÏDES CHEZ LES SOLANACÉES.

En général, chez les Solanacées, nous avons décelé des alcaloïdes dans tous les points végétatifs aériens. Les réactions indiquent, par leur intensité, des quantités de base augmentant d'abord, à mesure qu'on s'éloigne des cellules initiales, et atteignant un maximum de concentration à une assez faible distance du sommet.

La différenciation des tissus de la tige est accompagnée de la localisation de l'alcaloïde suivant trois surfaces concentriques dont la plus extérieure comprend l'épiderme et les deux autres constituent une double gaine qui limite de part et d'autre l'anneau fibro-vasculaire. Cette localisation toutefois n'est pas absolue et l'on passe par une transition insensible des régions où l'alcaloïde est accumulé à celles qui en sont totalement dépourvues.

Souvent aussi (*Solanum Dulcamara* fait exception) l'alcaloïde disparaît de ses divers sièges à une distance plus ou moins grande des points végétatifs. Il ne se maintient dans la zone périphérique que grâce au liège, le phellogène ayant, comme l'épiderme, la faculté d'accumuler l'alcaloïde.

C'est encore dans l'épiderme et non loin des tubes criblés que les alcaloïdes se localisent dans les feuilles.

A l'autre pôle du végétal, les alcaloïdes abondent dans la coiffe et à une faible distance des cellules initiales dans l'assise pilifère et les rangées externes du périblème.

Quand la racine est devenue adulte, c'est dans le parenchyme de l'écorce et les jeunes éléments du périderme que l'on retrouve les alcaloïdes.

Les organes floraux se comportent comme les feuilles végétatives au point de vue de la topographie des alcaloïdes, mais les carpelles et les ovules les accumulent souvent davantage et en conservent pendant toute l'évolution du fruit. La maturation est accompagnée d'une perte partielle de l'alcaloïde contenu dans le péricarpe et dans la graine.

Parmi les graines mûres, il y en a qui contiennent une certaine quantité d'alcaloïde dans leurs téguments; l'albumen et l'embryon n'en renferment à aucune phase de leur développement.

CONCLUSIONS.

1. Les divers alcaloïdes des Solanacées se localisent sensiblement de la même manière dans les espèces qui les élaborent : ils se conduisent comme s'ils étaient des équivalents physiologiques.

2. La solanine se localise comme un véritable alcaloïde.

3. Les alcaloïdes et le tannin coexistent assez souvent dans le suc cellulaire des Solanacées, à cause de la solubilité de leurs combinaisons en milieu acide.

4. En présence des tannins, certaines réactions de la solanine sont sensiblement modifiées.

5. Éliminés complètement de l'ovule avant la maturation de la graine ou relégués dans ses téguments, les alcaloïdes ne font jamais partie des réserves de la graine des Solanacées et ils n'apparaissent dans l'embryon que lors de l'utilisation de ces réserves.

6. Ils figurent toujours à côté des réserves hydrocarbonées des racines charnues et des tubercules, mais ils augmentent en quantité lorsque ces réserves sont utilisées à la production de nouveaux tissus.

7. Ils ne se disposent pas de même auprès de tous les méristèmes, car tandis qu'ils abondent dans les points végétatifs qui donnent naissance aux membres exogènes ou endogènes, de même que dans le phellogène, on ne les rencontre qu'à une certaine distance du cambium et de la plantule en voie de développement dans le sac embryonnaire.

8. La situation superficielle qu'ils occupent leur permet de protéger contre les animaux herbivores les organes les plus délicats et les plus importants de la plante, et à ce point de vue leur présence constante dans le liège au moyen duquel elle cicatrise ses blessures mérite d'être remarquée.

9. En somme, nos observations viennent corroborer les idées émises par M. L. Errera relativement à la topographie des alcaloïdes et à leur rôle physiologique.

C'est d'ailleurs aux lumières de ce maître dévoué que nous devons d'avoir pu mener à bien notre modeste travail, et nous aimons à le remercier de nouveau ici de son accueil toujours bienveillant et de ses judicieux conseils.

EXPLICATION DES FIGURES.

Dans toutes ces figures, la coloration brun-rouge indique la présence d'un alcaloïde ou d'un glycoside.

FIG. 1. Segment de la coupe transversale d'une tige de *Solanum tuberosum* : *ep*, épiderme; *pa*, poil articulé; *pg*, poil glanduleux; *c*, collenchyme; *pc*, parenchyme cortical; *co*, cellules à oxalate de calcium; *end*, endoderme; *s*, stéréides; *le*, liber externe; *li*, liber interne; *v*, vaisseaux.

— 2. Schéma de la course des faisceaux dans la même tige.

— 3. Coupe tangentielle de la même tige au niveau du liber externe: *al*, anastomose libérienne; *tc*, tube criblé; *ca*, cellule annexe.

— 4. Coupe tangentielle de la tige de *Datura Stramonium*, pratiquée au même endroit.

— 5. Coupe transversale du tubercule de la pomme de terre: *ph*, liège; *le*, liber externe; *x*, xylème; *li*, liber interne.

— 6. Coupe de la graine suivant le plan de ses deux plus grands diamètres: *al*, albumen; *an*, éléments écrasés de l'assise nourricière de l'albumen; *te*, tégument externe.

— 7. Trois cellules épidermiques d'*Atropa Belladona* sur lesquelles agit l'iodure de potassium iodé : *sc*, sphérules déjà colorées par le réactif; *si*, sphérules encore incolores.

— 8. Action de l'iodure de potassium iodé : *a*, sur un mélange de solanine et de solanidine; *b*, *c*, *d*, sur des cellules épidermiques de jeunes tiges de *Solanum tuberosum*; *b*, première phase, précipité formé à l'arrivée du réactif; *c*, deuxième phase, coloration uniforme; *d*, troisième phase, la masse précipitée se plisse et modifie sa forme.

FIG. 9. Partie de la coupe transversale de la racine d'*Atropa Bel*
x_2, xylème secondaire; l_2, liber intra-xylaire; p_2, par
ligneux secondaire.

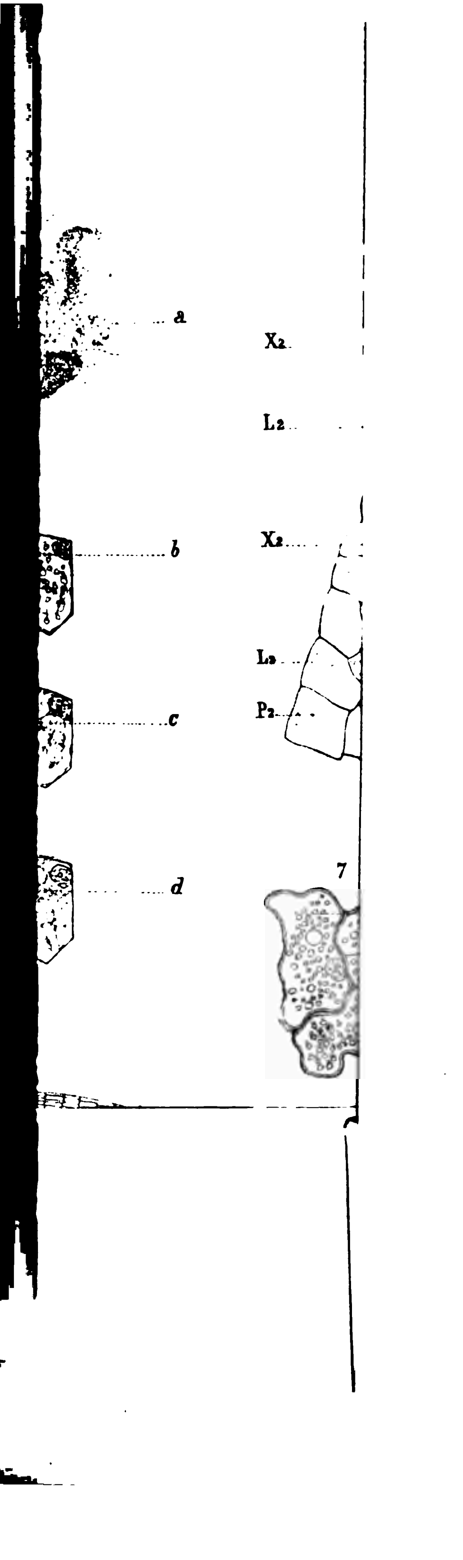
— 10. Coupe tangentielle de la tige de *Scopolia japonica*
dans la région péricyclique : *s*, stéréides; *end*, en
p, cellules péricycliques.

— 11. Coupe longitudinale d'une jeune racine de *Solanum t*
à l'endroit où une radicelle prend naissance : *p*,
péricycliques; *end*, cellules endodermiques; *pc*, ce
parenchyme cortical.

— 12. Partie périphérique de la coupe transversale d'un tub
pomme de terre : *g*, granules situés dans des cellul
et renfermant de la solanine; *phi*, cellules les plus
du liège; *pc*, cellules les plus internes du parenchym

— 13. Coupe tangentielle au travers de l'écorce de *Solanum D*
sur laquelle a agi l'iodure de potassium iodé : *b*, de
plastes isolés traités par le même réactif.

— 14. Portion d'une coupe transversale de la racine de
Dulcamara : *ap*, reste de l'assise pilifère; *phg*, ph
pc, parenchyme cortical; *end*, endoderme; *p*, p
l, liber.



a
b
c
d
X2
L2
X2
L3
P2
7

RECHERCHES ARITHMÉTIQUES

SUR LA

COMPOSITION DES FORMES BINAIRES QUADRATIQUES

PAR

CH.-J. de la VALLÉE POUSSIN

PROFESSEUR A L'UNIVERSITÉ DE LOUVAIN.

(Présenté à la Classe des sciences dans la séance du 2 mars 1895.)

INTRODUCTION.

Le mémoire que nous avons l'honneur de soumettre à l'appréciation de l'Académie, contient quelques recherches relatives à la composition des formes arithmétiques binaires.

Nous nous proposons d'établir, par une méthode nouvelle, que toutes les formes du genre principal peuvent se former par duplication. Ce théorème célèbre, découvert par Gauss, permet, comme on le sait, de fixer le nombre de genres pour un déterminant donné.

Ce dernier résultat qui est, en somme, le terme final de la théories des genres, peut s'obtenir par plusieurs voies essentiellement différentes : par voie purement arthmétique, comme l'a fait Gauss ; par l'analyse, comme l'a fait Dirichlet dans un mémoire classique ; enfin, par voie algébrique, car la théorie toute récente des nombres entiers algébriques conduit aussi au même résultat (*).

(*) WEBER. *Elliptische Functionen und algebraische Zahlen*. Braunschweig, 1891, § 105 et suivantes.

Les démonstrations arithmétiques proposées jusqu'à présent, comme celle de Gauss, ou celle que l'on trouve dans l'ouvrage de M. Dedekind, ont l'inconvénient de faire appel à la théorie des formes ternaires et à des considérations assez longues où la composition des formes est entièrement perdue de vue. C'est pourquoi il nous a paru intéressant de chercher une démonstration puisée dans les principes mêmes de la théorie des formes binaires et de la composition de celles-ci. C'est cette démonstration que l'on trouvera dans le présent travail. Elle en constitue l'objet essentiel de la partie originale. Cependant nous avons été amenés à traiter encore accessoirement d'autres questions d'une manière qui peut nous être en partie personnelle; nous en donnerons une idée en résumant brièvement ici les quatre chapitres dans lesquels notre mémoire est divisé.

Le premier chapitre est consacré à l'exposition rapide des principes sur lesquels repose la théorie de la composition des formes. Nous nous contentons d'énoncer certains résultats, en renvoyant pour les démonstrations à l'ouvrage classique de M. Dedekind (*Vorlesungen über Zahlentheorie von P.-G. Lejeune Dirichlet*), que nous supposons entre les mains du lecteur et que nous désignons, pour abréger, par : Dirichlet-Dedekind. Mais nous insistons tout particulièrement sur les propriétés des groupes auxquels la composition donne lieu, et les relations qui existent entre les éléments fondamentaux de ces différents groupes. Ces relations ont été étudiées déjà par

Kronecker (*) et par Schering (**), et l'on peut trouver un résumé de ces recherches dans l'ouvrage de Bachman : *Zahlentheorie*, 2ter Theil. Leipzig, 1894. On ne s'étonnera donc pas si notre travail renferme peu de choses nouvelles sur ce point.

Le second chapitre renferme l'exposition systématique de certaines propriétés des formes capables de représenter les mêmes nombres. La plupart, sans doute, ont été déjà remarquées isolément, mais on n'a pas songé à les rapprocher pour en tirer les conséquences qu'elles renferment au point de vue qui nous occupe.

Le troisième chapitre complète les considérations émises au premier. Les principes de la division des classes en genre et de la composition des genres sont brièvement passés en revue, puis nous insistons davantage sur les propriétés des groupes auxquels cette composition donne naissance et les relations qui existent entre les éléments fondamentaux de ces différents groupes. Nous montrons directement comment le théorème de Gauss intervient pour fixer les relations qui unissent ces différents éléments. Il n'est pas impossible que sur ce point notre méthode puisse présenter quelque intérêt.

Dans le dernier chapitre, nous accomplissons notre programme et nous établissons à l'aide des résultats précédem-

(*) *Monatsberichte der Berliner Academie*, von Jahr, 1864, pp. 297 et suivantes.

(**) *Abhandlungen der K. Ges. de W. zu Göttingen*, 1869.

ment acquis que toutes les classes du genre principal sont formées par duplication.

Enfin nous avons rejeté à la fin dans une note complémentaire la démonstration de quelques propriétés des formes binaires qui nous étaient indispensables. L'examen de ces propriétés, qui sont intimement liées à la théorie des formes réduites, n'a pu trouver place au cours du mémoire.

RECHERCHES ARITHMÉTIQUES

SUR LA

COMPOSITION DES FORMES BINAIRES QUADRATIQUES

CHAPITRE I.

PRINCIPES GÉNÉRAUX DE LA THÉORIE DE LA COMPOSITION DES FORMES DE L'ORDRE PROPREMENT PRIMITIF (*).

1. Les formes de l'ordre proprement primitif jouissent d'une propriété, bien connue, et dont nous aurons à faire un usage continuel dans ce mémoire. C'est pourquoi nous allons en reproduire ici la démonstration.

Une forme quelconque de l'ordre proprement primitif (a, b, c) *peut représenter des nombres premiers avec un nombre quelconque arbitrairement choisi* m.

Considérons, en effet, la forme proprement primitive du déterminant D

$$ax^2 + 2bxy + cy^2,$$

et soit p un diviseur premier de m. De deux choses l'une : ou bien a et c seront divisibles par p et, dans ce cas, b ne l'est pas; ou bien un des deux coefficients extrêmes, par exemple a,

(*) P. Bachman. *Die Elemente der Zahlentheorie*. Leipzig, 1892, 4e sect., § 24. — Dirichlet-Dedekind. *Zahlentheorie* (4e édit., 1894). Supplément X. § 146 et suiv. — Gauss. D. A.

n'est pas divisible par p. Dans le premier cas, l'expression

$$ax^2 + 2bxy + cy^2$$

ne sera pas divisible par p, pourvu que l'on prenne x et y premiers avec p; dans le second, on arrivera au même résultat, en prenant y divisible par p et x premier avec p.

2. Ce principe établi, nous pouvons passer à la définition de la *composition des formes*.

Considérons deux classes quelconques K et K' de formes proprement primitives du déterminant D. Si le déterminant D est négatif, nous pouvons nous borner ici, comme dans tout le reste du mémoire, à la considération des formes positives, c'est-à-dire de celles dont les coefficients extrêmes sont positifs (*). Soit a un nombre qui admet une représentation propre par une forme de la classe K, soit b la racine de la congruence

$$x^2 \equiv D \pmod{a}$$

à laquelle appartient cette représentation (**), et posons

$$\frac{b^2 - D}{a} = c;$$

on peut prendre la forme (a, b, c) comme représentant de la classe K.

Choisissons de même un nombre a' qui admet une représentation propre par une forme de la seconde classe K' et est premier avec a : ces deux conditions sont compatibles en vertu du théorème qui vient d'être établi. Soit, ensuite, b' la racine de la congruence

$$x^2 \equiv D \pmod{a'}$$

(*) Dirichlet-Dedekind, *Zahlentheorie*, 4e édit., 1894, § 64.
(**) Ibid., § 60, 2°.

à laquelle appartient cette représentation, et posons

$$\frac{b'^2 - D}{a'} = c';$$

nous pourrons prendre (a', b', c') comme représentant de la classe K'.

Désignons enfin par B la racine de la congruence

$$x^2 \equiv D \pmod{aa'}$$

composée au moyen de b et de b', ce qui veut dire que B s'obtient par la résolution de l'équation indéterminée du premier degré d'inconnues λ, μ

$$B = b + \lambda a = b' + \mu a',$$

et posons encore

$$\frac{B^2 - D}{aa'} = C.$$

Considérons maintenant les trois formes de déterminant D

$$(a, B, a'C), \quad (a', B, aC), \quad (aa', B, C):$$

la première est équivalente à la forme (a, b, c), la seconde à la forme (a', b', c'), car elles correspondent respectivement aux mêmes racines

$$B \equiv b \pmod{a} \quad B = b' \pmod{a'}$$

de la congruence

$$x^2 \equiv D \pmod{a}, \quad x^2 \equiv D \pmod{a'}.$$

Cela posé, les deux formes

$$(a, B, a'C), \quad (a', B, aC),$$

que l'on peut aussi choisir comme représentants respectifs des classes K et K′ sont dites *composables entre elles*, et la forme nouvelle

$$(aa', B, C)$$

est dite *composée des* deux précédentes (*).

La raison de cette dénomination ressort des considérations suivantes :

Eu égard à l'équation $D = B^2 - AC$, on peut écrire immédiatement

$$\left(ax + By + y\sqrt{D}\right)\left(a'x' + By' + y'\sqrt{D}\right) = \left(aa'X + BY + Y\sqrt{D}\right),$$

les nouvelles quantités X et Y ayant pour valeurs :

$$X = xx' - Cyy', \quad Y = (ax + By)\,y' + (a'x' + By')\,y.$$

En effet, ces dernières relations subsistent encore, si l'on change le signe $\sqrt{D}$, ce qui donne

$$\left(ax + By - y\sqrt{D}\right)\left(a'x' + By' - y'\sqrt{D}\right) = \left(aa'X + BY - Y\sqrt{D}\right).$$

Cette nouvelle relation multipliée, membre à membre, avec la première donne

$$\left[(ax + By)^2 - Dy^2\right]\left[(a'x' + By')^2 - Dy'^2\right]$$
$$= \left[(aa'X + BY)^2 - DY^2\right]$$

(*) Ces deux dernières définitions ne supposent plus que a et a' soient premiers entre eux. Cette supposition n'a été faite que pour montrer que les classes K et K′ renferment effectivement des formes composables entre elles.

ou, en réduisant,

$$(ax^2 + 2Bxy + a'Cy^2)(a'x'^2 + 2Bx'y' + aCy'^2)$$
$$= (aa'X^2 + 2BXY + CY^2),$$

et enfin, en abrégé,

$$(a, B, a'C)(a', B, aC) = (aa', B, C).$$

Les représentants des classes K et K' que nous avons choisis, fournissent donc par leur multiplication une nouvelle forme du même déterminant. Cette nouvelle forme appartient à l'ordre proprement primitif en même temps que les deux premières. En effet, tout diviseur premier commun de aa', 2B, C, divisant a ou a', diviserait aussi soit a, 2B, C et par suite a, 2B, a' C, soit a', 2B, C et par suite a', 2B, aC.

3. La véritable signification du résultat précédent n'apparaît que dans le théorème suivant qui va nous fournir la définition de la *composition des classes* :

Si les deux formes composables entre elles (a, B, a' C) *et* (a', B, aC) *sont respectivement équivalentes aux deux formes également composables entre elles* (m, N, m' L) *et* (m', N, mL), *la forme composée des deux premières* (aa', B, C) *est aussi équivalente à la forme composée des deux dernières* (mm', N, L).

En d'autres termes :

La classe à laquelle appartient une forme composée est complètement déterminée par les classes K *et* K' *des deux formes composantes et ne dépend aucunement du choix des formes composantes dans chacune de ces classes.*

C'est pourquoi on est autorisé à dire que la classe de la forme composée est aussi *composée des deux classes* K et K', ou encore qu'elle est le *produit* de ces deux classes. Cette classe

composée se représente symboliquement par le produit (*)

$$KK' = K'K.$$

On trouvera la démonstration du théorème que nous venons d'énoncer soit dans les *D. A.* de Gauss, article 249, soit dans les traités publiés sur la théories des nombres : Dirichlet-Dedekind (4e édition), § 146; Bachman : *Die Elemente der Zahlentheorie* (Leipzig, 1892), 4e section, n° 25. Nous ne reproduirons pas cette démonstration ici.

4. La théorie de la composition des classes repose sur quelques principes fondamentaux, très simples et très généraux, que nous allons énumérer rapidement en renvoyant pour les démonstrations aux ouvrages que nous venons de citer.

I. — La multiplication des classes est une opération *commutative* : $KK' = K'K$.

II. — La multiplication des classes est une opération *associative* :
On peut écrire

$$(KK')K'' = K(K'K'') = KK'K''.$$

III. — En général, le produit d'un nombre quelconque de classes est indépendant de l'ordre et du groupement des facteurs (**).

IV. — Le produit d'une classe quelconque K avec la classe principale P reproduit la classe K. On a donc

$$KP = PK = K$$

(*) Gauss dans les *D. A.* considère cette composition comme une addition.

(**) DIRICHLET-DEDEKIND, § 127.

et la classe principale joue le rôle de l'unité dans la multiplication des classes (*).

V. — Le produit de deux classes opposées est égal à la classe principale (**).

VI. — La multiplication des classes est une opération *unipare*, c'est-à-dire que l'équation

$$KK' = KK''$$

entraîne l'égalité $K' = K''$ (***).

5. Il résulte de là que l'ensemble des classes proprement primitives du déterminant D forme un groupe fini. En effet, étant données deux classes, différentes ou non, celles-ci peuvent toujours être représentées par deux formes composables dont le produit engendre une seule et même classe. Cette nouvelle classe est proprement primitive comme les deux premières et fait donc partie du même groupe. La multiplication des classes proprement primitives est une opération commutative, associative et unipare, le groupe de ces classes est donc un groupe *abélien* et jouit de toutes les propriétés d'un tel groupe.

On peut donc énoncer le théorème suivant (IV) :

Toute classe K de l'ordre proprement primitif appartient à un certain exposant n, *c'est-à-dire que dans la série des classes formées par la multiplication successive de K avec lui-même*

$$K, K^2, K^3, \dots,$$

il y a une plus petite puissance K^n *qui est identique à la classe*

(*) Dirichlet-Dedekind, § 148, 1°.
(**) Ibid., § 148, 2°.
(***) Ibid., § 148, 2°.
(IV) Bachman, *Die Elemente der Zahlentheorie*, 4e sect., n° 27.
Weber, *Elliptische Functionen und algeb. Zahlen*, 1892, § 53, 54, 108.
Dirichlet-Dedekind, § 149. Le groupe est étudié d'une manière moins approndie dans ce dernier ouvrage que dans les deux précédents.

principale, laquelle est ici L'ÉLÉMENT PRINCIPAL DU GROUPE *et se représente par l'unité.*

En outre, il existe un certain nombre de CLASSES FONDAMENTALES, *ou* ÉLÉMENTS FONDAMENTAUX DU GROUPE

$$C_1, C_2, C_3, \dots, C_r,$$

appartenant respectivement aux exposants

$$m_1, m_2, m_3, \dots \quad m_r$$

et qui sont telles que toutes les autres peuvent s'obtenir par la composition de celles-là :

Je dis en effet que que l'on obtiendra toutes les classes du groupe et CHACUNE UNE SEULE FOIS, *en formant le produit*

$$C_1^{h_1} C_2^{h_2} C_3^{h_3} \dots C_r^{h_r},$$

où l'expression C^0_1 *d'exposant nul représente la classe principale, et où l'on donne successivement aux exposants* $h_1, h_2, \dots h_r$ *toutes les valeurs comprises dans le tableau*

$$h_1 = 0, 1, 2, \dots m_1 - 1$$
$$h_2 = 0, 1, 2, \dots m_2 - 1$$
$$\dots\dots\dots\dots\dots$$
$$h_r = 0, 1, 2, \dots m_r - 1.$$

Enfin, chacun des exposants successifs $m_1, m_2, \dots m_r$ *est diviseur de tous ceux qui le précédent et leur produit* $h = m_1 m_2 m_3 m_r$, *est égal au nombre total des classes (proprement primitives).*

6. Si une classe K appartient à l'exposant *m*, la classe K^{m-1} est la classe opposée de K. Car le produit de ces deux classes est égal à la classe principale ($K^m = 1$) et, comme le produit de deux classes opposées est aussi égal à la classe principale (4 — V), K^{m-1} coïncide avec l'opposée de K. (4 — VI).

La classe opposée de K peut aussi se représenter plus simplement par K^{-1}. Ensuite K^{-2} est le produit de K^{-1} par lui-même et $K^{-2} = K^{m-2}$... La signification des exposants négatifs est ainsi complètement précisées et ne peut donner lieu à aucune difficulté.

7. Si une classe coïncide avec son opposée (est improprement équivalente à elle-même), Gauss lui donne le nom de *classis anceps*, Dirichlet l'appelle ambiguë. M. Dedekind, dans la quatrième édition de la *Zahlentheorie*, la qualifie de *Zweiseitige*, c'est-à-dire bilatère (§ 149). Nous ne voyons pas d'inconvénient à conserver cette expression, dont la signification est justifiée par les considérations qui suivent :

La classe principale est une classe bilatère; toutes les autres classes bilatères (*), s'il y en a, appartiennent à l'exposant 2.

En effet, soit K^{m-1} l'opposée de K, on a, par hypothèse,

$$K = K^{m-1},$$

et en multipliant par K,

$$K^2 = K.K^{m-1} = 1.$$

Réciproquement, toute classe qui appartient à l'exposant 2, coïncide avec son opposée et est bilatère.

8. Le produit d'une classe bilatère par une autre classe bilatère est une nouvelle classe bilatère, car ce produit appartient encore à l'exposant 2. Il résulte de là que les classes bilatères (pr. pr.) forment un groupe dans le groupe complet des classes (pr. pr.), et il est important d'étudier les relations qui existent entre les éléments fondamentaux de ces deux groupes qui ont même élément principal.

(*) Il est peut-être utile de rappeler qu'il ne s'agit dans ce Mémoire que des classes proprement primitives.

On a le théorème suivant : *Dans le groupe des classes bilatères, la classe principale est l'élément principal ; tous les autres éléments du groupe appartiennent à l'exposant 2, et le nombre des éléments fondamentaux du groupe est égal au nombre des éléments fondamentaux du groupe complet des classes* (n° 5) *qui appartiennent à un exposant pair.*

Supposons que, parmi les éléments fondamentaux du groupe complet des classes, il y en ait m et m seulement, savoir

$$C_1, C_2, \dots C_m$$

qui appartiennent à des exposants pairs ; désignons ces exposants respectivement par

$$2\mu_1, 2\mu_2, \dots 2\mu_m;$$

je dis que les classes correspondantes

$$C_1^{\mu_1}, C_2^{\mu_2}, \dots C_m^{\mu_m}$$

formeront un système d'éléments fondamentaux du groupe des classes bilatères (pr. pr.)

En effet, considérons une classe bilatère quelconque B, comme toute classe, elle peut se former à l'aide des éléments fondamentaux du groupe complet des classes (5) et s'exprimer par un produit tel que

$$B = C_1^{h_1} C_2^{h_2} \dots C_r^{h_r}.$$

Cette classe appartenant à l'exposant 2, on aura

$$C_1^{2h_1} C_2^{2h_2}, \dots C_r^{2h_r} = 1.$$

Or, une classe ne peut se former que d'une seule manière (*)

(*) On ne considère pas comme distinctes deux puissances $C_1^{h_1}$, $C_1^{h_1+\lambda m_1}$ dont les exposants ne diffèrent que par un multiple de l'exposant auquel appartient C_1.

au moyen des éléments fondamentaux (5) donc

$$C_1^{2h_1} = 1,\ C_2^{2h_2} = 1,\ C_r^{2h_r} = 1.$$

Considérons une de ces équations en particulier,

$$C_i^{2h_i} = 1;$$

Comme h_i est inférieur à l'exposant m_i auquel appartient C_i, il faut que $2h_i$ soit égal à zéro ou à m_i. Or, $2h_i$ ne peut être égal à m_i que si m_i est pair et alors, si h_i n'est pas nul,

$$h_i = \frac{m_i}{2} = \mu_i$$

Donc une classe bilatère B est uniquement formée au moyen des éléments fondamentaux qui apparttiennent à des exposants pairs, et si une classe C_i entre dans la composition de B, elle y entre élevée à la puissance

$$\mu_i = \frac{m_i}{2}.$$

Le théorème est donc établi.

9. La composition d'une classe avec elle-même est une opération qui porte le nom de *duplication*.

Les classes qui peuvent se former par duplication jouissent de la propriété caractéristique de pouvoir représenter des carrés et réciproquement toute classe qui peut représenter des carrés premiers à 2D, D étant le déterminant, peut se former par duplication (*).

Le théorème que nous venons d'énoncer est une conséquence immédiate des théorèmes qui seront démontrés au chapitre suivant : ainsi il se déduit aisément comme corrolaire du théorème VI (nº 18).

(*) Dirichlet-Dedekind, § 155.

CHAPITRE II.

RELATIONS QUI EXISTENT ENTRE LES CLASSES DE FORMES QUI REPRÉSENTENT (*) LES MÊMES NOMBRES.

10. Théorème I. — *Si deux nombres* a *et* m *premiers au déterminant* D *et représentables* (*) *dans les classes respectives* K_a *et* K_m *sont premiers entre eux, leur produit est représentable dans la classe* K_aK_m.

Ce théorème est une conséquence immédiate des considérations émises au n° 2 sur la composition des formes : on peut prendre, pour représentant de K_a, une forme ayant a pour premier coefficient; pour représentant de K_m, une forme ayant m pour premier coefficient : la composition de ces deux formes fournira, pour représenter K_aK_m, une forme ayant pour premier coefficient am et qui pourra, en conséquence, représenter am.

11. Remarque. — Si a et m sont représentables par la même classe, leur produit sera représentable par la classe principale, car, dans ce cas, a et m sont aussi représentables dans deux classes opposées (**), et la composition de celles-ci engendre la classe principale (4, V).

12. Théorème II. — *Le produit de deux nombres* a *et* m *représentables par la même classe* K *(et non premiers entre eux) admet des représentations (au moins impropres) par la forme principale*

$$x^2 - Dy^2 = am,$$

(*) Dans ce chapitre, il s'agira toujours de représentation propre, sauf si le contraire est dit expressément.

(**) Deux classes opposées étant, par définition, improprement équivalentes représentent les mêmes nombres.

(dans lesquelles le plus grand commun diviseur de x *et* y *divise le plus grand commun diviseur de* a *et* m*). En particulier si* a *et* m *sont premiers entre eux,* am *admettra une représentation propre par la forme principale.* (Le théorème ne suppose pas a et m premiers avec D.)

En effet, la classe K renferme une forme ayant pour premier coefficient a (*) et capable de fournir une représentation propre de m telle que

$$a\xi^2 + 2b\xi y + cy^2 = m.$$

Comme y est premier avec ξ, tout diviseur commun de y et de l'une des deux quantités a ou m divise nécessairement ces trois nombres. Si donc on désigne par δ le plus grand commun diviseur de a, y et m (qui divise celui de a et m), $\frac{y}{\delta}$ sera premier avec a et m et par suite aveè am. Cela posé, multiplions l'équation précédente par a, et posons $a\xi + by = x$, il vient

$$x^2 - Dy^2 = am$$

et δ étant le plus grand commun diviseur de y et am, le théorème est démontré, car tout diviseur de x et y divise am et, par suite, δ.

13. Théorème III. — *Un nombre premier impair, premier avec* D, *ou une puissance* α^ν *d'un tel nombre, n'est représentable que dans deux classes opposées.*

En effet, dans ce cas, la congruence

$$x^2 \equiv D \pmod{\alpha^\nu}$$

n'a que deux racines distinctes $\pm b$; dès lors, comme on le

(*) Dirichlet-Dedekind, 4e sect., § 60; 12.

sait (*), toute représentation de α^p devant appartenir à l'une d'elles, α^p ne sera représentable que par les deux classes opposées auxquelles appartiennent les deux formes

$$\alpha^p x^2 \pm 2bxy + \frac{b^2 - D}{\alpha^p} y^2.$$

Nous désignerons ces deux classes par K et par K^{-1} (n° 6). Si K coïncide avec son opposée, auquel cas cette classe est bilatère (n° 7), α^p ne peut plus être représenté que dans une seule classe.

14. Théorème IV. — *Si un nombre premier* α, *premier avec* 2D, *est représentable par les deux classes opposées* K_α *et* K_α^{-1}, *lesquelles peuvent d'ailleurs coïncider, la puissance* α^n *sera représentable par les deux classes opposées* K_α^n *et* K_α^{-n} *et par celles-là seulement.*

En effet α^n est représentable par deux classes opposées qu'on peut désigner par $K_{(\alpha^n)}$ et $K_{(\alpha^n)}^{-1}$. Soit (α^n, B, C) un représentant de la première, on a (2)

$$(\alpha^n, B, C) = (\alpha, B, \alpha^{n-1}C)\,(\alpha^{n-1}, B, \alpha C);$$

de même,

$$(\alpha^{n-1}, B, \alpha C) = (\alpha, B, \alpha^{n-1}C)\,(\alpha^{n-2}, B, \alpha^2 C)$$

et ainsi de suite. Donc

$$(\alpha^n, B, C) = (\alpha, B, \alpha^{n-1}C)^n,$$

c'est-à-dire (3)

$$K_{(\alpha^n)} = K_\alpha^n$$

(*) Dirichlet-Dedekind, § 60, 2.

et, en changeant le signe de B,

$$K_{(\alpha^n)}^{-1} = K_{\alpha}^{-n}.$$

15. Corollaire. — Étant donné un nombre premier α dont D est résidu quadratique, il existe toujours une plus petite puissance de α représentable par la classe principale. En effet, α sera représentable par une certaine classe K du déterminant D, celle-ci appartiendra à un certain exposant m, pour lequel $K^m = 1$, et α^m sera représentable par la classe principale $K^m = 1$. Ce plus petit nombre m pour lequel α^m est représentable par la classe principale est ce qu'on appelle l'*index* du nombre premier α (*).

16. Théorème V. — *Un nombre impair, premier avec* D, *ne renfermant que deux facteurs premiers :* $\alpha^p\beta^q$, *ne peut être représenté que dans les quatre classes qui proviennent de la composition des deux classes* K_α^p, K_α^{-p} *par lesquelles* α^p *se représente, avec les deux classes* K_β^q, K_β^{-q} *qui peuvent représenter* β^q. *En d'autres termes, le nombre* $\alpha^p\beta^q$ *peut se représenter exclusivement par les quatre classes figurées par les termes du produit développé*

$$K_\alpha^{-p} K_\beta^{-q} (1 + K_\alpha^{2p})(1 + K_\beta^{2q}).$$

En effet, $\alpha^p\beta^q$ n'est représentable que par les quatre classes, opposées deux à deux, qui renferment respectivement les formes

$$\alpha^p\beta^q x^2 + 2Bxy + \frac{B^2 - D}{\alpha^p\beta^q} y^2$$

correspondant aux quatre racines B distinctes de la congruence

$$B^2 \equiv D \pmod{\alpha^p\beta^q} \ (^{**}).$$

(*) Weber. *Elliptische Functionen u. algebraische Zahlen*, § 108, n° 5.
(**) Dirichlet-Dedekind, § 60, 2°.

Ces formes résultent de la composition des formes correspondantes (2)

$$\left(\alpha^p, B, \frac{B^2 - D}{\beta^q}\right), \quad \left(\beta^q, B, \frac{B^2 - D}{\alpha^p}\right)$$

qui sont capables de représenter α^p et β^q respectivement. Réciproquement, la composition de deux classes capables de représenter α^p et β^q fournit une classe qui peut représenter $\alpha^p\beta^q$, donc le théorème est démontré.

17. Remarques. — 1° Si l'une des deux classes K_α^p ou K_β^q est bilatère, le nombre des classes distinctes par lesquelles $\alpha^p\beta^q$ peut se réprésenter, se réduira à deux. Il se réduira même à l'unité si les deux classes K_α^p et K_β^q sont bilatères.

2° Si les deux classes K_α^p et K_β^q se confondent, $\alpha^p\beta^q$ ne sera plus représentable que par les trois classes

$$K_\alpha^{2p} = K_\alpha^p K_\beta^q, \quad K_\alpha^{-2p}, \quad K_\alpha^p K_\alpha^{-p} = 1$$

et la représentation pourra se faire dans la classe principale, comme nous le savons déjà (théorème II).

18. Théorème VI. — *Un nombre impair premier à D, $\alpha^p\beta^q\gamma^r\ldots$, supposé décomposé en ses facteurs premiers est exclusivement représentable par les classes qui sont figurées par les termes respectifs du produit développé*

$$K_\alpha^{-p} K_\beta^{-q} K_\gamma^{-r} \ldots (1 + K_\alpha^{2p})(1 + K_\beta^{2q})(1 + K_\gamma^{2r}) \ldots$$

où K_α, K_β, $K_\gamma\ldots$, représentent respectivement l'une des deux classes qui peuvent représenter α, β, $\gamma\ldots$

La généralisation de la démonstration du théorème V se fait d'elle-même, et il est inutile de la développer ici.

Remarque. — Comme nous l'avons annoncé plus haut (9), on déduit aisément du théorème précédent que toute classe formée par duplication peut représenter des carrés premiers à 2D et réciproquement.

Soit, en effet, K^2 une classe formée par duplication et $a = \alpha^p\beta^q\gamma^r\ldots$ un nombre représentable par la classe K, on aura, par la formule générale ci-dessus, une relation de la forme

$$K = K_\alpha^p K_\beta^q K_\gamma^r \ldots,$$

par suite K^2, pouvant se mettre sous la forme,

$$K^2 = K_\alpha^{2p} K_\beta^{2q} K_\gamma^{2r} \ldots$$

pourra représenter a^2.

Réciproquement, si une classe représente a^2 elle se décomposera en un produit $K_\alpha^{2p} K_\beta^{2q} \ldots$ et résulte par conséquent de la duplication d'une classe $K_\alpha^p K_\beta^q \ldots$ capable de représenter a.

19. Corollaire I. — *Si l'on désigne par* a $= \alpha^p\beta^q\gamma^r\ldots$ *un nombre premier à* 2D *dont* D *soit résidu quadratique et qui est, par suite, représentable par une forme du déterminant* D, *il y aura toujours des puissances de* a *représentables par la classe principale.*

Supposons que $\alpha^p\beta^q\gamma^r\ldots$ soit représentable par la classe $K_\alpha^p K_\beta^q K_\gamma^r \ldots$ et désignons par $m_\alpha, m_\beta, m_\gamma, \ldots$ les exposants respectifs auxquels appartiennent K_α, K_β, $K_\gamma, \ldots$ Il existera toujours des nombres μ pour lesquels μp, μq, $\mu r, \ldots$ seront respectivement des multiples de m_α, m_β, $m_\gamma, \ldots$ et les puissances a^μ correspondantes seront représentables par la classe principale $K_\alpha^{\mu p} K_\beta^{\mu q} \ldots = 1$.

20. Corollaire II. — *Si le nombre* a, *premier à* 2D, *est représentable par la classe principale, toutes les puissances de* a *le sont aussi.*

En effet, dans ce cas, la classe principale peut se représenter par un produit tel que

$$K_\alpha^p K_\beta^q K_\gamma^r \ldots = 1.$$

Élevant à la puissance quelconque μ, on a encore

$$(K_\alpha^p K_\beta^q K_\gamma^r \ldots)^\mu = K_\alpha^{\mu p} K_\beta^{\mu q} K_\gamma^{\mu r} \ldots = 1.$$

Or la classe $K_\alpha^{\mu p} K_\beta^{\mu q} K_\gamma^{\mu r} \ldots$ peut représenter a^μ, donc a^μ est aussi représentable par la classe principale.

21. Théorème VII. — *Si* a *et* b *sont deux nombres impairs premiers à* 2D, *et si* a *est représentable par la classe* K_a, *il existe au moins une classe* K_b *capable de représenter* b *et telle que* ab *soit représentable par la classe* $K_a K_b$.

Décomposons a et b en leurs facteurs premiers et soit

$$a = \alpha^p \beta^q \gamma^r \ldots, \quad b = \alpha^{p'} \beta^{q'} \gamma^{r'} \ldots$$

Désignons la classe proposée K_a par $K_\alpha^p K_\beta^q K_\gamma^r \ldots$; la classe $K_b = K_\alpha^{p'} K_\beta^{q'} K_\gamma^{r'} \ldots$ qui s'en déduit, sera capable de représenter b et la classe $K_a K_b$ capable de représenter ab.

22. Théorème VIII. — *Si le nombre* A, *premier à* 2D, *est représentable par la forme principale, et si* A = ab *est une décomposition de* A *en deux facteurs premiers entre eux, il existe au moins une classe dans laquelle* a *et* b *peuvent se représenter tous les deux.*

Pour le montrer, décomposons $A = \alpha^p \beta^q \gamma^r \ldots$ en ses facteurs premiers; le nombre A sera représentable par toutes les classes figurées par les termes du produit P développé (théorème VI)

$$P = K_\alpha^{-p} K_\beta^{-q} K_\gamma^{-r} \ldots (1 + K_\alpha^{2p})(1 + K_\beta^{2q})(1 + K_\gamma^{2r}) \ldots,$$

ou, en groupant les facteurs,

$$P = K_\alpha^{-p}(1 + K_\alpha^{2p}) . K_\beta^{-q}(1 + K_\beta^{2q}) . K_\gamma^{-r}(1 + K_\gamma^{2r}) \,..$$

De la sorte, à toute décomposition de A en deux facteurs premiers entre eux a et b, correspond, facteur par facteur, une décomposition de P en deux facteurs $P = Q \times R$: le premier facteur Q figurant toutes les classes capables de représenter a, le second R toutes celles capables de représenter b. Puisque A se représente par la classe principale, il y aura un terme de Q qui, combiné avec un terme de R, produira cette classe; ce terme de Q et ce terme de R représentent donc des classes opposées (4, V et VI), l'une capable de représenter a, l'autre de représenter b. Mais comme des classes opposées représentent les mêmes nombres, elles sont l'une et l'autre capables de représenter a et b. Le théorème est ainsi établi.

23. Théorème IX. — *Si parmi les classes capables de représenter un même nombre* a *premier à 2D, il y en a une formée par duplication, elles sont toutes dans ce cas.*

En effet, d'après ce qui a été établi au théorème VI, si nous désignons, ce qui est permis, la classe capable de représenter a qui est formée par duplication par le produit

$$K_\alpha^{-p} K_\beta^{-q} K_\gamma^{-r} \ldots,$$

toutes les autres seront figurées par les termes du produit développé

$$K_\alpha^{-p} K_\beta^{-q} K_\gamma^{-r} \ldots (1 + K_\alpha^{2p})(1 + K_\beta^{2q})(1 + K_\gamma^{2r}$$

Elles se déduisent donc de la première, en composant celle-ci avec des classes formées par duplication, et, comme la première est par hypothèse formée par duplication, elles le sont toutes.

24. THÉORÈME X. — *Si un produit tel que* mX^2, *premier à* 2D, *est représentable par la forme principale, toute classe capable de représenter* m *sera formée par duplication. Ce théorème subsiste, même dans le cas où la représentation supposée de* mX^2 *par la forme principale ne serait pas une représentation propre.*

Désignons par A un nombre premier avec 2D et avec mX^2, représentable par la même forme que m ; posons $A = ah^2$, a ne contenant aucun facteur carré ; le produit $Am = ah^2m$ sera représentable par la forme principale (théorème II), et nous pourrons écrire les deux équations (x et y n'étant pas nécessairement premiers entre eux)

$$x^2 - Dy^2 = mX^2,\quad \xi^2 - D\eta^2 = ah^2m,$$

d'où l'on tire, en multipliant membre à membre,

$$(x^2 - Dy^2)(\xi^2 - D\eta^2) = (x\xi + Dy\eta)^2 - D(x\eta + y\xi)^2 = ah^2(mX)^2$$

Cette équation est de la forme

$$u^2 - Dv^2 = ah^2(mX)^2.$$

Si la représentation fournie par cette équation n'est pas une représentation propre, soit $\alpha\beta$ le facteur commun de u et de v, α divisant h et β divisant mX ; en supprimant ce facteur commun, on trouvera

$$\left(\frac{u}{\alpha\beta}\right)^2 - D\left(\frac{v}{\alpha\beta}\right)^2 = a\left(\frac{h}{\alpha}\right)^2 \cdot \left(\frac{mX}{\beta}\right)^2.$$

Mais A étant premier avec mX, les deux facteurs $a\left(\frac{h}{\alpha}\right)^2$, $\left(\frac{mX}{\beta}\right)^2$ sont premiers entre eux : ont peut donc appliquer le théorème VIII et conclure de l'équation précédente qu'il existe une même classe capable de représenter $a\left(\frac{h}{\alpha}\right)^2$ et $\left(\frac{mX}{\beta}\right)^2$. Cette classe

pouvant représenter un carré premier à 2D savoir $\left(\frac{mX}{\beta}\right)^2$, sera formée par duplication. Par conséquent, en vertu du théorème IX, toutes les classes capables de représenter $a\left(\frac{h}{\alpha}\right)^2$ seront aussi formée par duplication. Nous pouvons donc désigner par K_1^2 l'une d'entre elles : parmi les classes également formées par duplication qui peuvent représenter α^2, il y en a au moins une (théorème VII), par exemple K_2^2, telle que la classe $K_1^2K_2^2$ puisse représenter

$$a\left(\frac{h}{\alpha}\right)^2 . \alpha^2 = A.$$

Donc toutes les classes qui peuvent représenter A seront formées comme celle-ci par duplication (théorème IX) et enfin, comme A et m sont représentables par une classe commune, une des classes capables de représenter m sera formée par duplication et, par conséquent, elles le sont également toutes (théorème IX).

Si m est de la forme $(4n+1)$, on peut encore dans l'énoncé du théorème précédent faire disparaître la condition que X soit impair. Mais, pour cela, nous devons nous appuyer sur deux lemmes, qui nous seront encore utiles plus tard et que nous allons démontrer.

25. Lemme I. — *Si* D *est de la forme* $8n+5$, *l'équation*

$$\lambda^2 - D\mu^2 = 4M^2$$

dans laquelle on suppose λ *et* μ *premiers entre eux, peut être résolue pour des valeurs (nécessairement) impaires de* M *et premières avec un nombre impair arbitrairement donné* N.

Pour le montrer, soient ξ et η deux nombres impairs, dont le premier n'admet aucun des diviseurs de D ni de N et dont le second les admet tous; en substituant ces deux nombres dans

la forme principale, on trouve un résultat divisible par 4 et premier avec N, soit :

$$\xi^2 - D\eta^2 = 4M,$$

et, en élevant au carré,

$$(\xi^2 + D\eta^2)^2 - D(2\xi\eta)^2 = 4^2M^2.$$

Enfin, en divisant par 4,

$$\left(\frac{\xi^2 + D\eta^2}{2}\right)^2 - D(\xi\eta)^2 = 4.M^2.$$

Ce qui est un résultat de la forme proposée.

26. Lemme II. — *Si* D *est de la forme* $8n+1$, *on peut résoudre l'équation*

$$\lambda^2 - D\mu^2 = M^2,$$

dans laquelle λ *et* μ *sont premiers entre eux, pour des valeurs de* M *premières avec un nombre impair arbitrairement donné* N, *et divisibles par une puissance arbitrairement grande de* 2.

Soient ξ et η deux nombres impairs assujettis aux mêmes conditions que dans le numéro précédent; en les substituant dans la forme principale, on trouvera un résultat divisible par 8, tel que

$$\xi^2 - D\eta^2 = 8M_1 = 4(2M_1),$$

et, en élevant au carré, puis divisant par 4,

$$\left(\frac{\xi^2 + D\eta^2}{2}\right)^2 - D(\xi\eta)^2 = 4(2M_1)^2.$$

C'est une équation de la forme

$$\xi_1^2 - D\eta_1^2 = 4(2M_1)^2,$$

dans laquelle ξ_1 et η_1 vérifient les mêmes conditions que ξ et η. En répétant donc suffisamment l'opération que nous venons d'effectuer, il est clair qu'on rendra le second membre divisible par une puissance arbitrairement grande de 2, sans qu'il cesse d'être premier avec N.

Ces principes posés, nous pouvons généraliser de la manière suivante le théorème X.

27. Théorème XI. — *Si, le déterminant* D *étant impair*, m *est de la forme* 4n + 1, *et si le produit* mX², *premier à* D, *admet une représentation (propre ou non) par la forme principale, toute classe capable de représenter* m *sera formée par duplication.*

On a, en effet, par hypothèse, x étant premier à D,

$$x^2 - Dy^2 = mX^2,$$

D'ailleurs on peut admettre que x et y sont impairs et X pair; car, pour X impair, on est ramené au théorème X, et si x, y et X sont tous les trois pairs, on peut supprimer des puissances de 2 sans changer la forme de l'équation.

Ensuite, mD^2 étant de la forme $4n+1$, on peut poser en vertu des lemmes précédents, ξ et η étant impairs et ξ premier avec D,

$$\xi^2 - m(D\eta)^2 = 4M^2$$

et, en multipliant membre à membre avec l'équation

$$x^2 - mX^2 = Dy^2,$$

il vient

$$(\xi x + mD\eta)^2 - m(\xi X + Dx\eta)^2 = D(2My)^2$$

ou encore

$$(\xi x + mD\eta)^2 - D(2My)^2 = m(\xi X + Dx\eta)^2,$$

Dans le carré du second membre, ξX est pair et premier à D, $x\eta$ est impair : donc ce carré est premier à 2D et nous sommes ramenés au théorème X.

Nous verrons bientôt le rôle capital que jouent les théorèmes qui précèdent dans la démonstration d'une des plus belles propositions auxquelles Gauss soit parvenu dans la théorie des formes quadratiques. Mais auparavant, nous devons rappeler les principes sur lesquels est fondée la répartition des classes en différents genres.

CHAPITRE III.

SUR LA RÉPARTITION DES CLASSES EN GENRES DIFFÉRENTS (*).

Étude du groupe formé par les genres.

28. Nous avons encore à considérer, dans ce chapitre, les différentes classes de formes proprement primitives du déterminant D. En outre, dans le cas d'un déterminant négatif, nous ne considérons que les formes positives, c'est-à-dire celles dont les coefficients extérieurs sont positifs. Celles-là, comme on le sait, ne peuvent représenter que des nombres positifs (**). Soient m et m' deux nombres représentables par une même

(*) DIRICHLET-DEDEKIND, *Zahlentheorie*, 4e édit., 1894. Supplément IV, § 121 et suiv. — DIRICHLET, *Recherches sur diverses applications*..., §§ 3 et 6 (*Journal de Crelle*, t. XIX). — *Werke*, pp. 423 et suiv. — GAUSS, *D. A.*, art. 229-231. — WEBER, *Elliptische Functionen u. algeb. Zahlen*, 1891, § 105 et suiv. — BACHMAN, *Zahlentheorie*, 2ter Theil., Leipzig, 1894, 9ter Abschnitt.

(**) DIRICHLET-DEDEKIND, § 64.

classe, le produit mm' sera toujours représentable, au moins improprement, par la classe principale et on pourra poser (th. II, n° 12),

$$(1) \quad \ldots\ldots\ldots \quad x^2 - Dy^2 = mm'.$$

Cette équation (1) montre que mm' est congru à un carré suivant le module D. Il en résulte pour m et m' des caractères communs sur lesquels repose la répartition des classes dans différents genres.

I. — Si l est un facteur premier impair de D, premier avec m et m', on tirera de l'équation (1)

$$\left(\frac{mm'}{l}\right) = 1 \quad \text{d'où} \quad \left(\frac{m}{l}\right) = \left(\frac{m'}{l}\right).$$

Donc, l étant un facteur premier impair de D, le symbole $\left(\frac{m}{l}\right)$ aura la même valeur pour tous les nombres m premiers avec l et représentables par la même classe.

II. — Si $D \equiv 3 \pmod{4}$, pour tous les nombres impairs m représentables par une même classe, le symbole

$$(-1)^{\frac{1}{2}(m-1)}$$

aura la même valeur, car l'équation (1) donne la congruence

$$x^2 + y^2 \equiv mm' \pmod{8},$$

et mm' étant impair, x ou y est pair, on a

$$mm' \equiv 1 \pmod{4} \quad \text{d'où} \quad m \equiv m' \pmod{4}.$$

III. — Si $D \equiv \pm 2 \pmod{8}$, les nombres impairs m et m'

représentables par une même forme doivent vérifier la congruence

$$x^2 - Dy^2 \equiv mm' \pmod 8,$$

d'où l'on conclut (*) : 1° pour $D \equiv 2 \pmod 8$,

$$(-1)^{\frac{1}{8}(m^2-1)} = (-1)^{\frac{1}{8}(m'^2-1)};$$

2° pour $D \equiv -2 \pmod 8$

$$(-1)^{\frac{1}{2}(m-1)+\frac{1}{8}(m^2-1)} = (-1)^{\frac{1}{2}(m'-1)+\frac{1}{8}(m'^2-1)}.$$

IV. — Si $D \equiv 4 \pmod 8$, on a la congruence

$$x^2 - 4y^2 \equiv mm' \pmod 8$$

$$mm' \equiv 1 \pmod 4 \quad \text{d'où} \quad m = m' \pmod 4$$

de sorte que le symbole

$$(-1)^{\frac{m-1}{2}}$$

conserve une valeur invariable pour tous les nombres impairs représentables dans une même classe.

V. — Si $D \equiv 0 \pmod 8$, on a la congruence

$$x^2 - 8y^2 \equiv mm' \pmod 8.$$

Par conséquent, si m et m' sont impairs, x l'est aussi et

$$mm' \equiv 1 \pmod 8, \quad m \equiv m' \pmod 8.$$

(*) Dirichlet-Dedekind, § 121, p. 314, nos 3 et 4.

Dans ce cas les deux symboles

$$(-1)^{\frac{1}{2}(m-1)},\ (-1)^{\frac{1}{8}(m^2-1)},$$

conservent la même valeur pour tous les nombres impairs représentables par une même classe.

Les valeurs, constantes pour tous les nombres représentables par une même classe, des symboles que nous venons de rencontrer, sont ce que Gauss appelle les *caractères* quadratiques particuliers de cette classe. L'ensemble des caractères particuliers d'une classe forme son caractère complet; et la distribution des classes en différents genres consiste à rapporter au même genre les classes qui ont le même caractère complet et à des genres différents, les classes qui ont des caractères différents.

29. Le nombre des genres différents ou, ce qui revient au même, le nombre des caractères complets différents, sera, en général, moindre que le nombre des combinaisons que l'on peut former avec les caractères particuliers différents, parce que, sauf si le déterminant est un carré positif, il existe toujours une relation entre les caractères particuliers qui conviennent à une même classe (*).

Le nombre des caractères particuliers, dont l'énumération ne donne lieu à aucune difficulté, se représente habituellement par λ. La relation, dont nous venons de parler, a pour effet de réduire de moitié le nombre des combinaisons de ces caractères particuliers qui peuvent constituer des caractères complets. De sorte que le nombre des genres possibles ne peut être supérieur à $2^{\lambda-1}$.

C'est précisément une des questions les plus importantes de la théorie des nombres d'établir que ces $2^{\lambda-1}$ genres existent réellement, et la fin du présent travail sera, en somme, consacrée à faire cette démonstration.

(*) Dirichlet-Dedekind, Supplément IV, § 123. — Dirichlet, *Application de l'analyse*... — *Werke,* pp. 426 et suiv.

30. Avant de l'aborder, nous avons encore quelques remarques à ajouter.

Parmi les genres, il y en a un, savoir le *genre principal*, que nous aurons particulièrement à considérer, c'est *celui qui contient la classe principale, tous ces caractères sont égaux à l'unité*. On voit facilement que toute classe qui peut représenter des carrés appartient au genre principal. Nous nous occuperons bientôt de démontrer que la réciproque est encore vraie.

En ce qui concerne les nombres représentables par une classe du genre principal, il y a lieu de considérer les points suivants qui sont des conséquences des principes émis au n° 28.

Pour s'en rendre compte, il suffit de remarquer qu'un nombre représentable par une forme du genre principal doit posséder tous les caractères que nous avons reconnu au produit mm' au cours du n° 28. En effet, nous avons pris comme point de départ dans ce numéro que mm' se présente par la forme principale qui est du genre principal.

I. — Pour un déterminant impair de la forme $4n + 1$, le genre principal peut représenter des nombres impairs des deux types $4n \pm 1$.

II. — Pour un déterminant impair de la forme $4n + 3$, le genre principal ne peut représenter que des nombres impairs de la forme $4n + 1$. (Voir n° 28, II.)

III. — Pour $D \equiv 4 \pmod 8$, tout nombre impair représentable par une forme du genre principal sera encore de la forme $4n + 1$. (Voir n° 28, IV.)

IV. — Pour $D \equiv 0 \pmod 8$, tout nombre impair représentable par une forme du genre principal, sera de la forme $8n + 1$. (Voir n° 28, V.)

V. — Pour $D \equiv \pm 2 \pmod 8$, tout nombre impair représentable par une forme du genre principal du déterminant D vérifiera une congruence de la forme : $m \equiv x^2 - Dy^2 \pmod 8$ où x est impair. (Voir n° 28, III.)

31. Les genres forment un groupe analogue au groupe des classes, en vertu de ce théorème facile à démontrer, que si K_1 et K'_1 sont deux classes quelconques d'un même genre G_1 et K_2, K'_2 deux classes d'un même genre G_2, les produits $K_1 K_2$ et $K'_1 K'_2$ appartiennent à un seul et même genre. Celui-ci se représente par $G_1 G_2 = G_2 G_1$ et s'appelle le composé ou le produit des deux premiers (*) :

Nous avons à utiliser les propriétés suivantes :

I. — Le produit de deux classes du même genre appartient au genre principal (*). (Donc tout élément du groupe des genres distinct de l'élément principal appartient à l'exposant 2). (Voir n° 5.)

II. — Toute classe formée par duplication appartient au genre principal (*).

III. — Le produit d'une classe du genre de G par une classe du genre principal est une classe du genre G (*).

IV. — Toute classe qui appartient à un exposant impair est formée par duplication et appartient au genre principal (**).

En effet, si K appartient à un exposant impair $2\mu + 1$, on aura $K^{2\mu+1} = 1$, d'où

$$K = (K^{2\mu+1}.\ K) = (K^{\mu+1})^2.$$

Donc la classe K est formée par duplication et, par suite, appartient au genre principal (III).

V. — Étant donnée une classe K du genre G, on obtient toutes les autres du même genre, en multipliant K par les classes du genre principal. (Donc chaque genre contient le même nombre de classes.)

(*) Gauss, D. A., Art. 246-247. — Dirichlet-Dedekind (4e édition), § 152, pp. 408 et suiv.

(**) Cette propriété a été remarquée d'abord par Schering, *Die Fundamentalclassen der zusammensetzbaren arithmetischen Formen* (Abhandl. der k. Ges. d. W. zu Göttingen, 1869, B. 14).

En effet, si K et K_1 sont deux classes du même genre, on obtient K_1 en multipliant K par $K_1 K^{-1}$ qui est une classe du genre principal car elle est formée du produit de deux classes du même genre K_1 et K^{-1} (qui est du même genre que son opposée K comme représentant les mêmes nombres). Réciproquement (III), le produit de K par une classe du genre principal a le même genre que K.

On a d'abord le théorème suivant :

32. Théorème. — *Le nombre des éléments fondamentaux du groupe des genres ne peut surpasser le nombre des éléments fondamentaux du groupe des classes qui appartiennent à un exposant pair.*

Comme toute classe formée par duplication appartient au genre principal (31, II) et que le produit d'une classe K par une classe du genre principal est du même genre que K (31, III), on voit que le genre d'une classe K, exprimée à l'aide des éléments fondamentaux (5)

$$K = C_1^{h_1} C_2^{h_2} \dots C_r^{h_r},$$

est le même que celui de la classe

$$K' = C_i C_k \dots C_l$$

composée du simple produit des facteurs qui entrent à une puissance impaire dans K. En outre, on peut encore négliger dans K' les éléments fondamentaux qui appartiendraient à un exposant impair, ceux-là étant tous du genre principal (31, IV). — Le genre de K est donc complètement déterminé par le genre des éléments fondamentaux du groupe des classes, qui concourent à sa formation, et appartiennent à des exposants pairs. Il en résulte, à l'évidence, que le groupe des éléments fondamentaux du groupe des genres ne peut surpasser le nombre des éléments dont nous venons de parler.

33. Mais on peut aller plus loin et établir le théorème suivant calqué sur celui du nº 8 :

Théorème. — *Dans le groupe des genres, le genre principal est l'élément principal, tous les autres élements du groupe appartiennent à l'exposant 2, et le nombre des éléments fondamentaux est égal au nombre des éléments fondamentaux du groupe des classes qui appartiennent à un exposant pair. Enfin, d'une manière plus précise, si l'on désigne par*

$$C_1, C_2, \ldots C_m$$

les éléments fondamentaux du groupe des classes qui appartiennent à des exposants pairs, les genres respectifs de ces éléments, savoir

$$G_1, G_2, \ldots G_m$$

formeront un système complet d'éléments fondamentaux du groupe des genres (*).

Pour établir ce théorème, nous admettrons provisoirement un autre théorème auquel il se ramène et à la démonstration duquel sera consacrée la dernière partie du présent travail. Il consiste à dire que *toute classe du genre principal peut se former par duplication.*

Cette hypothèse admise, considérons les classes représentées par les termes respectifs du produit développé

$$(1 + C_1)(1 + C_2) \ldots (1 + C_m);$$

il suffit pour établir notre théorème d'établir que toutes ces classes sont de genres différents. Nous pouvons, pour simplifier, faire cette preuve sur un cas particulier, le raisonne-

(*) Voir la remarque nº 35 qui complète sur un point le théorème.

ment étant tout à fait général. Supposons, par impossible, que deux produits non identiques

$$C_1 C_2 C_3 C_4, \quad C_3 C_4 C_5$$

représentent des classes du même genre, le produit de ces deux classes

$$C_1 C_2 (C_3 C_4)^2 C_5$$

appartiendra au genre principal (31, I). Si nous supprimons dans ce dernier produit les facteurs aux carrés qui sont du genre principal (31, II), le genre ne sera pas changé, et par conséquent le produit

$$C_1 C_2 C_5$$

est du genre principal. Dans l'hypothèse que nous admettons, cette classe $C_1\, C_2\, C_5$ doit donc résulter de la duplication d'une autre classe, par exemple,

$$H = C_1^{h_1} C_2^{h_2} \ldots C_r^{h_r},$$

et on devra poser

$$C_1 C_2 C_5 = C_1^{2h_1} C_2^{2h_2} \ldots C_5^{2h_5} \ldots C_r^{2h_r}.$$

Or, une classe ne peut être formée que d'une seule manière, à l'aide des éléments fondamentaux du groupe, donc

$$C_1 = C_1^{2h_1}, C_2 = C_2^{2h_2}, \ldots; \; C_5^{2h_5} = 1, \ldots$$

Soient

$$2\mu_1, 2\mu_2, 2\mu_3, \ldots$$

les exposants (pairs par hypothèse) auxquels appartiennent

$$C_1, C_2, C_3, \ldots$$

On aura les équations absurdes

$$2h_1 = 2\mu_1 + 1, \quad 2h_2 = 2\mu_2 + 1, \quad 2h_3 = 2\mu_3 + 1.$$

Par conséquent, les deux classes examinées ne sont pas du même genre.

D'autre part, les classes figurées par les termes du produit

$$(1 + C_1)(1 + C_2) \ldots (1 + C_m)$$

sont des représentants de tous les genres possibles, car il ne peut y en avoir davantage en vertu du théorème précédent. Le théorème est ainsi établi.

34. Corollaire. — *Le nombre des genres* (pr. pr.) *est égal au nombre des classes bilatères* (pr. pr.) (*).

En effet, les éléments fondamentaux du groupe des genres sont les genres respectifs des classes fondamentales (5)

$$C_1, C_2, \ldots C_m$$

qui appartiennent à un exposant pair, respectivement

$$2\mu_1, 2\mu_2 \ldots 2\mu_m;$$

d'autre part, les éléments fondamentaux du groupe des classes bilatères, sont les puissances des mêmes classes

$$C_1^{\mu_1}, C_2^{\mu_2} \ldots C_m^{\mu_m};$$

enfin, dans les deux groupes, les éléments appartiennent à l'exposant 2 et donnent, par conséquent, lieu au même nombre de combinaisons. Le théorème est donc démontré.

(*) Dirichlet-Dedekind, § 155.

35. Remarque I. — Les énoncés des théorèmes des nos 8 et 33 supposent implicitement qu'il y ait plusieurs genres et plusieurs classes bilatères. Il peut se faire cependant qu'il n'y ait qu'un seul genre : le principal, et qu'une seule classe bilatère : la principale. Dans ce cas, il n'y a plus de groupe; cependant les théorèmes que nous venons de rappeler ne deviennent pas illusoires : ils établissent que cette circonstance ne peut se produire que si toutes les classes fondamentales du groupe des classes appartiennent à des exposants impairs et le corollaire du n° 34 demeure toujours vrai.

36. Remarque II. — Le corollaire du n° 34 résout complètement la question de l'énumération du nombre des genres. Il ramène cette énumération à la détermination du nombre des classes bilatères proprement primitives et cette détermination se fait par des procédés élémentaires et sans aucune difficulté (*). On trouve directement que ce nombre est égal à la moitié du nombre des combinaisons que l'on peut faire avec les caractères particuliers, c'est-à-dire précisément ce nombre $2^{\lambda-1}$ que nous avons trouvé au n° 29. Le problème de la détermination du nombre des genres est donc résolu. Mais il reste encore à démontrer le théorème qui sert de base à la démonstration du n° 33, à savoir que toute classe du genre principal peut se former par duplication. Le dernier chapitre sera consacré à l'établir d'une manière générale. Mais auparavant, il nous paraît intéressant d'indiquer quelques cas particuliers remarquables qui se résolvent complètement au moyen des résultats énoncés précédemment.

Le cas le plus intéressant est celui où le déterminant D positif ou négatif est premier et de la forme $4n + 1$. La recherche directe montre qu'il n'y a plus alors qu'une seule classe bilatère, la principale. La remarque du n° 35 s'applique. Par conséquent, toutes les classes appartiennent à un exposant impair;

(*) Dirichlet-Dedekind, Supplément X, § 153.

elles sont donc toutes du genre principal, qui est le seul, et elles sont formées par duplication (31, IV).

Le résultat que nous venons d'obtenir renferme une démonstration de la loi de réciprocité de Legendre, qui mérite d'être remarquée et a été déjà signalée par Gauss sous une forme un peu différente.

Soient p et q deux nombres premiers positifs, dont l'un au moins q soit de la forme $4n+1$. Posons

$$\varepsilon = (-1)^{\frac{p-1}{2}};$$

le nombre positif ou négatif εp sera de la forme $4n+1$.

1° Si

$$\left(\frac{\varepsilon p}{q}\right) = \left(\frac{p}{q}\right) = 1,$$

q sera représentable par une forme du déterminant εp et du genre principal, puisque c'est le seul possible, donc, tous les caractères étant égaux à un, on a

$$\left(\frac{q}{p}\right) = 1.$$

2° Si

$$\left(\frac{\varepsilon p}{q}\right) = \left(\frac{p}{q}\right) = -1,$$

il est impossible que

$$\left(\frac{q}{p}\right) = 1,$$

car, dans ce cas, on en conclurait par le raisonnement précédent

$$\left(\frac{p}{q}\right) = \left(\frac{\varepsilon p}{q}\right) = 1$$

Donc, si p ou q est de la forme $4n + 1$, on a

$$\left(\frac{p}{q}\right) = \left(\frac{q}{p}\right).$$

Un second cas intéressant est celui où le déterminant D est un nombre premier positif p de la forme $4n + 3$. La recherche directe prouve qu'il y a, dans ce cas, deux classes bilatères seulement. Il n'y a donc, dans le groupe des classes, qu'une seule classe fondamentale C appartenant à un exposant pair (n° 8), et il n'y a que deux genres possibles (32). Or, ces deux genres existent toujours, car la forme $px^2 - y^2$ a ses deux caractères égaux à -1 et n'est pas du genre principal. Les seules classes qui ne soient pas formées par duplication sont celles qui renferment dans leur composition une puissance impaire de C, et celles-là sont toutes du même genre que C : elles constituent donc le second genre, tandis que toutes les classes du genre principal sont formées par duplication.

Ce nouveau résultat permet de compléter la démonstration de la loi de réciprocité. En effet, soient p et q deux nombres de la forme $4n + 3$:

1° Si

$$\left(\frac{p}{q}\right) = 1,$$

q est représentable par une forme du déterminant p qui ne peut être du genre principal puisque

$$(-1)^{\frac{q-1}{2}} = -1.$$

Or, dans le second genre, les deux caractères sont égaux à -1, comme on vient de le voir, donc

$$\left(\frac{q}{p}\right) = -1.$$

2° Si

$$\left(\frac{p}{q}\right) = -1,$$

on aura

$$\left(\frac{-p}{q}\right) = 1.$$

Donc q est représentable par une forme du déterminant $(-p)$ de la forme $(4n + 1)$, pour lequel il n'y a qu'un seul genre, donc

$$\left(\frac{q}{p}\right) = 1.$$

Donc, si p et q sont de la forme $4n + 3$, on a

$$\left(\frac{p}{q}\right) = -\left(\frac{q}{p}\right).$$

CHAPITRE IV.

TOUTE CLASSE DU GENRE PRINCIPAL PEUT SE FORMER PAR DUPLICATION.

Nous commencerons par énoncer sous forme de lemme un théorème que nous pourrons préciser plus tard en supprimant les hypothèses devenues inutiles.

37. Lemme. — *Si, pour un déterminant* D, *toutes les classes du genre principal sont formées par duplication et peuvent, par suite, représenter des carrés premiers à* 2D, *la condition nécessaire et suffisante pour qu'une forme* (a, b, c) *du déterminant* D *de l'ordre proprement primitif puisse représenter le produit* AX^2 *d'un*

nombre donné A, *premier à* 2D, *par un carré* X, *non donné mais premier à* 2D *et, en général, à un nombre quelconque, est que le nombre* A *soit représentable par une forme du déterminant* D *et du même genre que* (a, b, c).

Supposons, en effet, que cette condition se vérifie et soit K la classe dans laquelle A se représente; toutes les autres classes du même genre, parmi lesquelles se trouve celle de (a, b, c), s'obtiennent en comparant K avec des formes du genre principal (31, V) qui sont formées par duplication. Soit K_1^2 celle de ces classes qui composée avec K produit la classe KK_1^2 à laquelle appartient (a, b, c); la forme (a, b, c) pourra représenter les produits de A par la série illimitée des carrés des nombres premiers avec 2AD (ou même avec un nombre arbitrairement choisi) qui peuvent être représentés par la classe K_1 (Th. I, n° 10). D'autre part, cette condition est nécessaire parce que les caractères quadratiques de AX^2 et de A sont identiques.

38. Théorème. — *Pour un déterminant impair* D *toutes les classes du genre principal peuvent se former par duplication.*

Pour établir ce théorème, nous montrerons qu'il subsiste pour le déterminant D, s'il est vrai pour les déterminants inférieurs en valeur absolue. Comme le théorème est nécessairement vrai pour les déterminants suffisamment petits, pour lesquels il n'y a plus qu'une seule classe du genre principal, le théorème sera démontré.

Nous nous appuierons sur le résultat suivant, emprunté à la partie élémentaire de la théorie des formes binaires (*) : Toute forme proprement primitive du déterminant D peut représenter un nombre impair m inférieur à D en valeur absolue; de plus, si D est de la forme $4n + 1$, on peut aussi supposer ce nombre m de la forme $4n + 1$.

Nous supposerons enfin, dans la démonstration que nous

(*) Voir la note complémentaire à la fin du mémoire.

allons faire, que le déterminant D ne renferme aucun facteur au carré. Nous ferons ensuite disparaître cette restriction dans une remarque finale.

Cela posé, soit K une classe quelconque du genre principal et m un nombre impair de la forme $4n + 1$, inférieur à D en valeur absolue et représentable par cette classe (*). Ces hypothèses sont compatibles : 1° pour $D \equiv 1 \pmod 4$, en vertu du résultat rappelé il y a un instant, et aussi 2° pour $D \equiv 3 \pmod{4}$, car le genre principal ne représente pas, dans ce cas, d'autres nombres impairs que ceux de la forme $4n + 1$ (30, II).

Premier cas : m *est premier avec* D.

La démonstration est immédiate. Le nombre m étant résidu quadratique de D et D de m, D sera représentable par une classe du déterminant m appartenant au genre principal. Mais ce nouveau déterminant étant inférieur à D, le lemme du n° 37 est supposé s'appliquer et l'on peut poser

$$x^2 - my^2 = DX^2.$$

On en tire

$$x^2 - DX^2 = my^2.$$

Or, m est de la forme $4n + 1$, par conséquent le théorème XI du n° 27 prouve que toutes les classes capables de représenter m, et la classe K en particulier, sont formées par duplication.

(*) On suppose dans la démonstration que m n'est pas un carré positif, car si cela était, m serait premier avec D, parce qu'on suppose que D ne renferme pas de diviseurs carrés et qu'on a une congruence de la forme

$$b^2 = D \pmod{m}$$

et il n'y aurait plus lieu à démonstration (n° 9).

Deuxième cas : m *n'est pas premier avec* D.

Dans cette nouvelle hypothèse, désignons par A un nombre de la forme $4n+1$ premier avec m et avec 2D et représentable par la même classe K que m. Ces conditions sont compatibles, comme on l'a établi au n° 1 (*). Le produit Am sera (proprement) représentable par la forme principale (th. II, n° 12) et on pourra poser

$$\xi^2 - D\eta^2 = mA.$$

Nous avons supposé D dépourvu de diviseurs carrés; par suite, aucun diviseur de D ne peut entrer au carré dans m, car il devrait diviser ξ et η et la représentation précédente de mA ne serait pas une représentation propre. Soit donc d le plus grand commun diviseur de D et de m, d divisera ξ, et en changeant ξ en $d\xi$, l'équation précédente deviendra (après division par d)

$$(1) \quad \ldots\ldots \quad d\xi^2 - \frac{D}{d}\eta^2 = \frac{m}{d}A,$$

où d, $\frac{D}{d}$ et $\frac{m}{d}$ sont premiers entre eux deux à deux. Cette équation peut aussi s'écrire

$$(2) \quad \ldots\ldots \quad d\xi^2 - \frac{m}{d}A = \frac{D}{d}\eta^2.$$

(*) Prenons comme représentant de la classe K une forme ayant m pour premier coefficient et posons

$$A = mx^2 + 2bxy + cy^2;$$

pour que A soit de la forme $4n+1$, il faut ajouter aux conditions du n° 1 que x doit être impair et y pair dans l'équation précédente. On a alors

$$A \equiv m \equiv 1 \pmod 4.$$

D'autre part, je dis que le lemme du n° 37 nous autorise à poser parallèlement (y étant premier à D)

$$(3) \quad \ldots\ldots \quad dx^2 - \frac{m}{d} y^2 = \frac{D}{d} X^2.$$

En effet, le premier membre est une forme du déterminant m inférieur à D. Or, m est résidu quadratique de $\frac{D}{d}$ comme il l'est de D, donc $\frac{D}{d}$ est représentable par une forme du déterminant m, et j'ajoute nécessairement du même genre que

$$dx^2 - \frac{M}{d} y^2.$$

Il suffit pour établir que les caractères quadratiques de $\frac{D}{d}$ sont les mêmes que ceux de cette forme, de considérer que les caractères de $\frac{D}{d}$ sont les mêmes que ceux de

$$\left(d\xi^2 - \frac{m}{d} A\right)$$

à cause de l'équation (2), et que les caractères quadratiques des deux expressions

$$\left(d\xi^2 - \frac{m}{d} A\right) \quad \text{et} \quad \left(dx^2 - \frac{m}{d} y^2\right)$$

sont nécessairement identiques par rapport aux diviseurs de m : En effet, par rapport aux diviseurs de $\frac{m}{d}$, ces caratères sont ceux de d et, par rapport aux diviseurs de d, ces caractères sont ceux de $\frac{-m}{d}$, car A possède les caractères quadratiques d'un carré par rapport aux diviseurs de D donc de d.

Comme m est de la forme $4n + 1$, ces caractères sont les

seuls qui interviennent dans la détermination du genre, donc l'équation (3) est justifiée.

Mais les deux équations (1) et (3), qu'on peut écrire

$$d\xi^2 - \frac{D}{d}\eta^2 = \frac{m}{d}A, \quad dx^2 - \frac{D}{d}X^2 = \frac{m}{d}y^2,$$

prouvent que les deux nombres $\frac{m}{d}A$ et $\frac{m}{d}y^2$ sont représentables par la même forme du déterminant D ; leur produit est donc représentable (au moins improprement) par la forme principale, et l'on peut poser (th. II, n° 12)

$$u^2 - Dv^2 = A\left(\frac{m}{d}y\right)^2.$$

Donc, le théorème XI s'applique encore et prouve que toutes les classes qui peuvent représenter A, et en particulier la classe K qui peut aussi représenter m, sont formées par duplication.

39. Remarque. — La démonstration s'étend sans difficulté au cas où D renfermerait des facteurs carrés. Dans cette hypothèse, désignons par δ^2 le plus grand carré contenu dans D et posons $D = D_1\delta^2$. Soit ensuite A un nombre impair de la forme $4n + 1$, représentable par une classe quelconque K du genre principal et premier avec 2D. Le nombre D_1 sera (comme D) résidu quadratique de A, et A sera représentable par une classe du déterminant D_1 qui appartiendra au genre principal. Or, le lemme du n° 37 s'applique au déterminant D_1 qui est inférieur à D, et l'on peut poser

$$x^2 - D_1y^2 = Au^2,$$

d'où l'on tire

$$x^2 - Au^2 = D_1y^2.$$

Désignons maintenant par δ^{2k} une puissance arbitrairement grande de δ^2 représentable par la classe principale du déterminant A (*), ce qui est légitime d'après les nos 19 et 20; les deux nombres δ^{2k} et D_1y^2 étant représentables par la même classe du déterminant A, leur produit sera représentable (au moins improprement) par la forme principable et l'on pourra poser

$$u^2 - Av^2 = D_1y^2\delta^{2k} = D(y\delta^{k-1})^2.$$

Nous pouvons aussi supposer (th. II, n° 12) que le plus grand commun diviseur δ_1 de u et v divise D_1y^2 et δ^{2k} et, par suite, puisque k est aussi grand qu'on le veut, qu'il divise δ^{k-1}. Il vient alors l'équation

$$\left(\frac{u}{\delta_1}\right)^2 - D\left(\frac{y\delta^{k-1}}{\delta_1}\right)^2 = A\left(\frac{v}{\delta_1}\right)^2.$$

Comme $\left(\frac{v}{\delta_1}\right)$ est premier avec D $\left(\text{sans quoi il ne le serait pas avec } \frac{u}{\delta_1}\right)$, on peut appliquer les théorèmes X ou XI et conclure de cette équation que toute classe capable de représenter A est formée par duplication.

40. Théorème. — *Pour un déterminant pair* D, *toutes les classes du genre principal peuvent se former par duplication.*

Nous établirons ce théorème comme le précédent, en montrant qu'il subsiste par le déterminant D, s'il est vrai pour les déterminants moindres. La démonstration est entièrement semblable à la précédente.

Premier cas : $D = 2D_1$ *est le double d'un nombre impair.*

Nous supposerons que D ne renferme pas de diviseurs carrés. Dans le cas contraire, la démonstration se complétera comme au numéro précédent.

(*) Si A était un carré, il n'y aurait plus lieu à démonstration.

Dans le cas actuel, toute forme proprement primitive non équivalente à la principale peut représenter un nombre $2m$ inférieur à D et égal au double d'un nombre impair (*).

Soit donc $2m$ un tel nombre, représentable par une classe K arbitrairement choisie dans le genre principal et distincte de la classe principale (**). Désignons par A un nombre représentable par la même classe K et premier avec $2mD$; le produit $2Am$ sera représentable par la forme principale (n° 12) et l'on pourra poser

$$(1) \quad \ldots\ldots \quad x^2 - 2D_1y^2 = 2mA.$$

Soit d le plus grand commun diviseur de m et D_1, x sera divisible par $2d$ (qui ne peut renfermer de facteurs carrés), et il viendra, en remplaçant x par $2dx$ et divisant par $2d$,

$$(2) \quad \ldots\ldots \quad 2dx^2 - \frac{m}{d}A = \frac{D_1}{d}y^2.$$

Je dis qu'on peut poser, d'autre part, en vertu du lemme du n° 37 (η étant premier à ξ et par suite à $2d.\frac{D_1}{d} = 2D_1$)

$$(3) \quad \ldots\ldots \quad 2d\xi^2 - \frac{m}{d}\eta^2 = \frac{D_1}{d}X^2.$$

En effet, le premier membre de cette équation est une forme du déterminant $2m$ inférieur à D auquel le lemme est supposé s'appliquer. Or, $2m$ étant résidu quadratique de $\frac{D_1}{d}$, ce dernier nombre peut se représenter par des formes du déterminant $2m$, et ces formes seront nécessairement du même genre que

$$2d\xi^2 - \frac{m}{d}\eta^2.$$

(*) Voir la note complémentaire à la fin du mémoire.

(**) Pour la classe principale, il n'y a pas lieu à démonstration, celle-ci se reproduisant par duplication.

L'identité des caractères quadratiques par rapport aux diviseurs premiers de m est une conséquence de l'équation (2). Il n'y a qu'à répéter le raisonnement fait au second cas du théorème précédent. Mais ici, le déterminant $2m$ étant pair, il y a un caractère de plus (28, III). Ce caractère est encore le même pour les deux membres de l'équation (3). En effet, A se représentant par une forme du genre principal de déterminant $2D_1$, doit vérifier une congruence de la forme [(28, III) et (30, V)]

$$A \equiv \lambda^2 - 2D_1\mu^2 \pmod 8.$$

Ce qui, substitué dans (2), donne la congruence

$$2dx^2 - \frac{m}{d}(\lambda^2 - 2D_1\mu^2) \equiv \frac{D_1}{d}y^2 \pmod 8,$$

ou encore

$$2dx^2 - \frac{m}{d}\lambda^2 \equiv \frac{D_1}{d}(y^2 - 2m\mu^2) \pmod 8,$$

et, en multipliant par $\frac{D_1}{d}$ qui est impair,

$$\frac{D_1}{d}\left(2dx^2 - \frac{m}{d}\lambda^2\right) \equiv y^2 - 2m\mu^2 \pmod 8.$$

Cette relation établit (n° 28. III), pour le déterminant $2m$, l'identité du dernier caractère quadratique des deux expressions

$$\frac{D_1}{d} \quad \text{et} \quad \left(2d\xi^2 - \frac{m}{d}\eta^2\right).$$

L'équation (3) est donc justifiée. En la comparant à la précédente, on reconnaît que $\frac{m}{d}$ A et $\frac{m}{d}\eta^2$ se représentet par une même forme du déterminant D, leur produit A $\left(\frac{m\eta}{d}\right)^2$ se repré-

sente donc, au moins improprement, par la forme principale. D'ailleurs η est ici impair et premier à D [voir l'équation (3)]; donc le théorème X s'applique et prouve que toute classe capable de représenter A peut se former par duplication. Ce sera vrai, en particulier, pour la classe K que nous avons considérée.

Deuxième cas : $D = 4D_1$ *est le quadruple d'un nombre impair.*

Soit K une classe quelconque du genre principal ; elle pourra représenter un nombre impair m premier à D et ce nombre sera nécessairement de la forme $4n + 1$ (30, III). Dans ce cas, le nombre m sera représentable par une classe du genre principal du déterminant D_1. On pourra donc poser, le lemme du n° 37 étant supposé s'appliquer au déterminant D_1 qui est inférieur à D,

$$x^2 - D_1 y^2 = mX^2,$$

et on en tire

$$(1) \quad \ldots\ldots \quad x^2 - mX^2 = D_1 y^2.$$

Mais on peut aussi poser, puisque m est de la forme $(4n + 1)$, en vertu des lemmes n°s 25 et 26,

$$(2) \ldots\ldots \quad \lambda^2 - m\mu^2 = 4M^2$$

et supposer M premier avec $D_1 y$, si y est impair.

Si y est pair, l'équation (1) peut s'écrire

$$x^2 - D\left(\frac{y}{2}\right)^2 = mX^2$$

et prouve (th. X, n° 24) que toute classe capable de représenter m est formée par duplication.

Si y est impair, les équations (1) et (2) prouvent que les deux

nombres premiers entre eux, D_1y^2 et $4M^2$, admettent des représentations propres par la même forme du déterminant m, leur produit

$$4D_1(My)^2 = Dv^2$$

admettra donc une représentation propre par la forme principale du déterminant m (n° 12) et l'on aura une équation de la forme :

$$u^2 - Dv^2 = mX^2,$$

qui entraine les mêmes conséquences qu'il y a un instant.

Troisième cas : $D \equiv 0 \pmod 8$.

Soit K une classe (pr. pr.) quelconque du genre principal; elle pourra représenter un nombre impair m premier à D (n° 1) et ce nombre sera de la forme $8n+1$ (30, IV). Posons, D_1 étant impair (*),

$$D = 4^n(2D_1).$$

Le nombre m sera représentable par une forme du genre principal du déterminant $2D_1$ et l'on pourra poser, le lemme du n° 37 étant supposé s'appliquer au déterminant $2D_1$, qui est inférieur à D,

$$x^2 - 2D_1y^2 = mX^2,$$

d'où l'on tire

$$x^2 - mX^2 = 2D_1y^2.$$

Mais m étant de la forme $8n+1$, on peut poser pour des valeurs arbitrairement grandes de k et des valeurs de M premières avec $2D_1y^2$ (n° 26).

$$\lambda^2 - m\mu^2 = 4^kM^2.$$

(*) Le cas : $D = 4^nD$, se traiterait de même pour $n > 1$.

Donc les deux nombres $2D_1y^2$ et 4^kM^2 se représentant par la même forme du déterminant m, leur produit se représentera (au moins improprement) par la forme principale du déterminant m (nº 12). Nous pouvons poser

$$u^2 - mv^2 = 2D_1 \cdot 4^n(2^{k-n}My)^2 = D(2^{k-n}My)^2.$$

De plus, on peut supposer (nº 12) que le plus grand commun diviseur δ de u et de v divise $2D_1y^2$ et 4^kM^2; par suite, δ devra diviser 4^k; et k étant arbitrairement grand, on peut supposer que δ divise 2^{k-n}.

Il vient alors, en divisant l'équation par δ^2,

$$\left(\frac{u}{\delta}\right)^2 - D\left(\frac{2^{k-n}My}{\delta}\right)^2 = m\left(\frac{v}{\delta}\right)^2.$$

Le carré $\left(\frac{v}{\delta}\right)^2$ étant premier avec 2D, on peut appliquer le théorème X du nº 24 et conclure de cette équation que la classe K, comme toute classe capable de représenter m, est formée par duplication.

Nous pouvons, en terminant, répéter, sans restriction, le théorème fondamental, énoncé en tête de ce chapitre, et qui nous apprend que les nombres premiers à D, représentables respectivement par deux classes de formes proprement primitives d'un même genre, se reproduisent d'une classe à l'autre multipliés par des facteurs carrés.

Théorème. — *Soit* (a, b, c) *une forme de l'ordre proprement primitif du déterminant* D, *et* m *un nombre donné premier à* 2D; *la condition nécessaire et suffisante pour que l'équation*

$$(a, b, c) = mX^2$$

où X *est une inconnue soit résoluble est que* m *soit représentable par une forme du déterminant* D *et du même genre que* (a, b, c).

NOTE COMPLÉMENTAIRE

SUR QUELQUES PROPRIÉTÉS DES FORMES BINAIRES.

Nous avons admis, au cours de la démonstration que nous venons de faire, quelques propriétés des formes binaires, faciles à déduire de la considération des formes réduites. Nous croyons utile d'en développer ici les démonstrations.

THÉORÈME I. — *Toute forme proprement primitive du déterminant* D, *positif, non carré et* > 5, *est équivalente à une forme* (m, b, m'), *dont le coefficient du milieu est pair et dont les coefficients extérieurs sont inférieurs à* D *en valeur absolue.*

Considérons une forme réduite (m, b, m'). Ses coefficients sont, comme on le sait (*), assujettis aux inégalités :

$$(1) \ldots \begin{cases} 0 < \sqrt{D} - b < |m| < \sqrt{D} + b < 2\sqrt{D}, \\ 0 < \sqrt{D} - b < |m'| < \sqrt{D} + b < 2\sqrt{D}. \end{cases}$$

On reconnaît d'abord que [sauf pour $D < 4$, cas que nous excluons] les nombres $|m|$ et $|m'|$ sont inférieurs à D. Ensuite m ou m' est impair, sans quoi la forme ne serait pas proprement primitive. Nous pouvons admettre, pour fixer les idées, que m soit impair.

Si b est pair, le théorème est donc démontré.

Si b est impair, on remplacera la forme (m, b, m') par la forme équivalente

$$(m, b - |m|, m'')$$

dont le coefficient du mileu est pair et dont le dernier coefficient m'' est encore, comme nous allons le voir, inférieur

(*) DIRICHLET-DEDEKIND, § 74.

à D en valeur absolue. Ce coefficient m'' a pour valeur

$$m'' = \frac{(b - \text{mod}\, m)^2 - D}{m}.$$

Mais on tire aisément des inégalités (1)

$$-\sqrt{D} < -b < -b + |m| < \sqrt{D},$$

d'où l'on conclut

$$(b - \text{mod}\, m)^2 < D.$$

La valeur de m'' sera donc inférieure à D, sauf pour $|m| = b - 1$. Mais, dans ce cas, le dernier coefficient m' de la forme réduite (m, b, m') aurait pour valeur $\pm(D - 1)$, ce qui est impossible, car $D - 1 > 2\sqrt{D}$ (sauf pour $D < 6$).

Théorème II. — *Toute forme (positive) proprement primitive du déterminant négatif* $D = -\Delta$ *et qui n'est pas équivalente à la forme principale est équivalente à une forme* (m, b, m') *dont le coefficient du milieu est pair et dont les coefficients extérieurs sont inférieurs à* Δ.

Considérons une forme réduite (m, b, m') ; ses coefficients sont, comme on le sait (*), assujettis aux inégalités

$$m' \geqq m \geqq |2b|,\ m \leqq \sqrt{\frac{4}{3}\Delta},\ |b| \leqq \sqrt{\frac{1}{3}\Delta}$$

$$m' = \frac{b^2 + \Delta}{m} < \frac{4}{3}\frac{\Delta}{m}.$$

(*) Dirichlet-Dedekind, § 65.

Si $m = 1$, la forme (m, b, m') est équivalente à la principale; si $m > 1$, les deux nombres m et m' sont inférieurs à Δ. Donc, si b est pair, le théorème est démontré.

Si b est impair, un des coefficients m ou m' étant impair, nous pouvons admettre que c'est m, car nous n'utiliserons que la propriété $m > |\, b \,|$. Cela posé, remplaçons la forme (m, b, m') par la forme équivalente

$$(m, b \pm m, m''),$$

dans laquelle le coefficient du milieu est pair et inférieur à m (pour un choix convenable du signe ambigu). On aura

$$m'' = \frac{(b \pm m)^2 + \Delta}{m} < m + \frac{\Delta}{m},$$

et il reste à montrer qu'on a encore $m'' < \Delta$.

Remarquons que la limite supérieure de m''

$$\left(m + \frac{\Delta}{m}\right),$$

quand m varie, atteint ses plus grandes valeurs quand m prend ses valeurs extrêmes. Considérons donc ces valeurs :

1° Si $m = 1$, la forme considérée $(1, 0, \Delta)$ est équivalente à la principale.

2° Pour $\Delta > 3$, il est impossible que $m = \Delta - 1$, car alors m' serait donné par l'équation

$$b^2 - (\Delta - 1)\, m' = -\Delta,$$

d'où

$$b^2 + \Delta = (\Delta - 1)\, m';$$

et comme

$$b^2 \overline{\gtrless} \frac{1}{3} \Delta,$$

il viendrait

$$\frac{4}{3}\Delta \overline{\gtrless} (\Delta - 1)\, m',$$

$$m' \overline{\lessgtr} \frac{4}{3}\frac{\Delta}{\Delta - 1} < 2.$$

Cette dernière inégalité est impossible, car, si $m' = 1$, on a

$$|\, b \,| \overline{\lessgtr} \frac{1}{2},$$

donc $b = 0$ et $m = \Delta$, ce qui est contre l'hypothèse.

3° Pour $m = 2$ ou $m = \Delta - 2$, on obtient comme limite supérieure de m''

$$2 + \frac{\Delta}{2} = \Delta + \frac{4 - \Delta}{2}, \quad (\Delta - 2) + \frac{\Delta}{\Delta - 2} = \Delta + \frac{4 - \Delta}{\Delta - 2}$$

de sorte que les valeurs correspondantes de m'' seront inférieures à Δ, sauf si $\Delta \overline{\lessgtr} 4$. Mais pour $\Delta = 1, 2, 3, 4$ il n'y a plus qu'une seule classe proprement primitive, la principale, de sorte que le théorème est encore vrai.

Corollaire I. — *Toute forme proprement primitive du déterminant* D *peut représenter un nombre impair inférieur à* D *en valeur absolue* (sauf si $D = -1$).

En effet, la forme (m, b, m') peut représenter m et m' et l'un au moins de ces deux nombres est impair, sinon la forme ne serait pas proprement primitive.

Corollaire II. — *Si* $D \equiv 1 \pmod 4$, *toute forme proprement primitive peut représenter un nombre* m *inférieur à* D *en valeur absolue et de la forme* $4n + 1$.

En effet, b étant pair dans la forme (m, b, m'), la relation $b^2 - mm' = D$ fournit la congruence

$$mm' \equiv -1 \pmod 4,$$

de sorte qu'un des deux nombres m ou m' est de la forme $4n+1$ et l'autre de la forme $4n+3$.

D'autre part, le théorème est vrai pour les formes de la classe principale qui peuvent représenter l'unité. Il est donc vrai pour les déterminants négatifs et les déterminants positifs > 6. On peut constater qu'il est encore vrai pour $D = 5$: il est donc vrai sans exception.

Corollaire III. — *Si* D *est le double d'un nombre impair, toute forme proprement primitive du déterminant* D *peut représenter un nombre* m *inférieur à* D *en valeur absolue et égal au double d'un nombre impair. La classe principale peut cependant faire exception, pour un déterminant négatif.*

En effet, b étant pair dans la forme (m, b, m'), la relation $b^2 - mm' = D$ donne la congruence

$$mm' \equiv 2 \pmod 4,$$

de sorte que l'un des nombres m ou m' est impair et l'autre égal au double d'un nombre impair.

Le théorème ne s'applique évidemment pas pour $D = 2$, et, en effet, dans ce cas le théorème I ne s'applique pas. Mais c'est la seule exception, car $D = 4$ est un carré (cas qu'on exclut) et le théorème I est démontré pour $D > 5$.

ÉTUDES

SUR LA

FLORE DE L'ÉTAT INDÉPENDANT DU CONGO

PAR

Th. DURAND

Conservateur au Jardin botanique de l'État, à Bruxelles

ET

Hans SCHINZ

Professeur à l'Université et Directeur du Jardin botanique,
à Zurich

PREMIÈRE PARTIE

(Présenté à la Classe des sciences dans la séance du 6 avril 1895.)

ÉTUDES

SUR LA

FLORE DE L'ÉTAT INDÉPENDANT DU CONGO

INTRODUCTION

I.

LA FLORE DU CONGO DANS SES RAPPORTS AVEC LES AUTRES FLORES.

On connaît environ 1,100 plantes dans l'État Indépendant du Congo (sans les cryptogames cellulaires). Or, l'étude plus avancée de la flore de certaines contrées avoisinantes permet d'affirmer, avec assez de certitude, que ce chiffre montera au moins à 8,000. Il est donc inutile d'écrire un article étendu de géo-botanique dont les conclusions, vraies aujourd'hui, seraient controuvées demain. Nous nous bornerons dans les pages suivantes à faire ressortir dans une série de tableaux les faits intéressants actuellement acquis.

STATISTIQUE DE LA FLORE DU CONGO.

Dicotylées	760
Monocotylées	258
Cryptogames vasculaires	75
Total . . .	1,093

A. RAPPORTS AVEC LA FLORE DE LA ZONE TEMPÉRÉE BORÉALE.

Nous rappelons, comme terme de comparaison, que la flore belge compte 1,240 espèces (Dicot., 867; Monoc., 315; Crypt. vascul., 58).

La Belgique appartenant à la région tempérée boréale, et le Congo à la région tropicale, il n'est pas surprenant que leurs flores n'aient aucun rapport. Ainsi, des 124 familles admises dans le *Manuel de la Flore de Belgique* de M. F. Crépin, 55 seulement sont communes aux deux flores. Mais tandis que les grandes familles caractéristiques de la flore tempérée sont relativement bien représentées en Belgique, elles ne comptent qu'un nombre infime d'espèces au Congo :

	Belgique.	Congo.
Ranunculaceæ	37	5
Caryophyllaceæ	50	3
Cruciferaceæ	55	1
Umbelliferaceæ	50	3
Rosaceæ	31	5

Par contre, plusieurs familles, richement représentées dans la zone tropicale, ne comptent que quelques rares représentants en Belgique et dans la zone tempérée en général :

	Belgique.	Congo.
Tiliaceæ	2	12
Apocynaceæ	1	13
Asclepiadaceæ	1	14
Cucurbitaceæ	1	15
Convolvulaceæ	3	23
Verbenaceæ	1	15

D'autres familles, à aire fort vaste, sont bien représentées dans les deux régions :

	Belgique.	Congo.
	—	—
Malvaceæ	6	30
Leguminosaceæ	52	72
Scrophulariaceæ	44	20
Rubiaceæ	14	75
Compositaceæ	114	67
Euphorbiaceæ	13	40
Liliaceæ	18	12
Orchidaceæ	32	11
Cyperaceæ	74	86
Graminaceæ	112	65
Filicaceæ	28	70

mais là s'arrête la ressemblance, car les espèces sont différentes.

En résumé, il n'y a que huit plantes communes à la Belgique et au Congo, savoir : *Cyperus flavescens, Setaria glauca, Cynodon Dactylon, Oplismenus Crus-Galli, Digitaria sanguinalis, Osmunda regalis, Pteris aquilina* et *Ophioglossum vulgatum.*

Citons encore le fait que les espèces européennes *manquant à la Belgique,* mais se retrouvant au Congo, ne sont qu'au nombre de 18, savoir :

Nymphœaceœ : Nymphæa Lotus.

Lythrariaceœ : Rotula fontinalis.

Amarantaceœ : Amarantus viridis (pl. rudérale).

Cyperaceœ : Cyperus difformis, esculentus, Papyrus, polystachyus et rotundus, Eleocharis atropurpurea, Fimbristylis Cioniana, dichotoma, diphylla et squarrosa.

Graminaceœ : Imperata cylindrica.

Filicaceœ : Adiantum æthiopicum et Capillus-Veneris, Pteris cretica, Woodwardia radicans.

Cette liste nous présente deux cas d'aires disjointes, qu'il est bon de signaler :

L'*Eleocharis atropurpurea* Koch (*Scirpus Lereschii* Shuttlew.), trouvé à Lutété et au Stanley-Pool, n'était connu qu'en Suisse (bords du Léman), dans l'Italie boréale, l'Inde et le Sénégal.

Mais le cas du *Fimbristylis Cioniana* Savi est encore plus remarquable, car cette espèce n'était, à ce jour, connue que dans l'Italie boréale. Nyman (*Consp. Fl. Europ.*, p. 762) semble croire à une introduction en Europe et il soulevait l'hypothèse d'une origine américaine (« Pl. adventitia videtur [ex America?] »). Or, deux voyageurs belges ont découvert ce *Fimbristylis* croissant en abondance aux environs du Stanley-Pool et de Lutété. Il faudrait donc modifier la phrase de Nyman et dire « ex Africa? ».

B. RAPPORTS AVEC LA FLORE DE LA ZONE TEMPÉRÉE AUSTRALE.

En 1818, Rob. Brown écrivait [1] qu'il n'y a aucune trace dans la flore du Bas-Congo des genres et des familles si remarquables et si caractéristiques de la flore de l'Afrique australe et il ajoutait que c'était peut-être le fait le plus saillant, en géobotanique, mis en évidence par les récoltes de Christian Smith. A première vue, il peut sembler qu'il y a lieu de modifier cette manière de voir, car si l'on étudie la distribution générale des 1,100 plantes congolaises, l'on constate que 104 d'entre elles, c'est-à-dire près d'un dixième, se retrouvent dans l'Afrique australe extratropicale, mais 95 de ces espèces sur 104 sont des plantes à aire fort vaste et ne peuvent, à aucun titre, passer pour des espèces australes, mais bien plutôt pour des espèces tropicales adaptées au milieu tempéré austral.

Peut-être, pour les 9 espèces suivantes, faut-il chercher leur centre de dispersion dans le sud de l'Afrique : *Begonia Sutherlandi, Helichrysum fulgidum* et *subglomeratum, Senecio maritimus, Cycnium adonense, Acanthopsis horrida, Ornithogalum caudatum, Andropogon appendiculatus* et *Pennisetum purpurascens.*

[1] *Narrat. of an exped. to explore Zaïre.* Append. (1818), p. 163.

C. RAPPORTS AVEC LES AUTRES FLORES TROPICALES.

Avant d'aborder l'étude des rapports de la flore du Congo avec les autres flores tropicales, il faut en éliminer un certain nombre d'espèces abondamment répandues dans la zone tropicale du monde entier.

Ce groupe d'espèces cosmopolites tropicales compte au Congo 24 représentants, savoir :

1. Plantes cosmopolites tropicales.

Malvaceæ : Sida cordifolia, rhombifolia et spinosa, Malachra capitata, Urena lobata, Waltheria americana.
Sapindaceæ : Cardiospermum Halicacabum.
Leguminosaceæ : Cassia mimosoides et Tora.
Onagrariaceæ : Jussiæa suffruticosa.
Cucurbitaceæ : Momordica Charantia.
Rubiaceæ : Oldenlandia corymbosa.
Compositaceæ : Eclipta alba, Bidens pilosa.
Boraginaceæ : Heliotropium indicum, Herpestis Monnieri.
Amarantaceæ : Celosia argentea, Cyathula prostrata.
Lauraceæ : Cassytha filiformis.
Euphorbiaceæ : Euphorbia hypericifolia et pilulifera.
Graminaceæ : Eragrostis multiflora, Elensine indica.
Lycopodiaceæ : Lycopodium cernuum.

A cette liste il faut joindre 4 espèces cosmopolites, non seulement dans toute la région tropicale, mais aussi dans les régions tempérées : *Amarantus viridis, Panicum Crus-Galli* et *sanguinale, Setaria glauca.*

2. Plantes communes à la région tropicale de l'ancien et du nouveau monde.

Il y a lieu d'éliminer aussi 57 espèces, qui, sans mériter le

qualificatif de *cosmopolites*, se rencontrent à la fois largement dans l'ancien et le nouveau monde, ce sont :

Caryophyllaceæ : Polycarpæa corymbosa.
Malvaceæ : Sida humilis, Wissadula rostrata, Eriodendron anfractuosum.
Geraniaceæ : Oxalis sensitiva.
Leguminosaceæ : Indigofera hirsuta.
Lythrariaceæ : Ammania multiflora.
Cactaceæ : Rhipsalis Cassytha.
Umbelliferaceæ : Hydrocotyle asiatica.
Campanulaceæ : Sphenoclea zeylanica.
Convolvulaceæ : Ipomæa fasciculata, Evolvulus alsinoides.
Scrophulariaceæ : Torenia parviflora.
Labiataceæ : Hyptis spicigera.
Acanthaceæ : Nelsonia tomentosa.
Amarantaceæ : Achyranthes aspera.
Commelinaceæ : Commelina nudiflora.
Araceæ : Pistia Stratiotes.
Cyperaceæ : Kyllinga brevifolia; Pycreus albo-marginatus; Cyperus amabilis, articulatus, distans, Haspan, radiatus, tuberosus, uncinatus et Zollingeri, Mariscus flabelliformis, Eleocharis capitata, Fimbristylis complanata, exilis et ferruginea, Fuirena umbellata, Bulbostylis capillaris, Rynchospora aurea.
Graminaceæ : Manisuris granularis, Andropogon apricus et Schœnanthus, Panicum plicatum, Leersia hexandra, Dactyloctenium ægyptiacum, Eragrostis ciliaris, Streptogyne crinita.
Filicaceæ : Gleichenia dichotoma, Davallia speluncæ, Adiantum lunulatum, Pellæa geraniifolia, Pteris longifolia, nemoralis et quadriaurita; Asplenium formosum et præmorsum, Nephrodium molle, Acrostichum aureum et viscosum.
Lycopodiaceæ : Psilotum nudum.

3. Plantes cultivées ou naturalisées.

Les plantes cultivées ou introduites par l'homme, soit comme plantes utiles, soit comme plantes ornementales, forment un groupe important de 41 espèces qu'il faut aussi éliminer :

Bixaceæ : Bixa orellana.
Malvaceæ : Hibiscus Abelmoschus, cannabinus et esculentus, Gossypium barbadense.
Tiliaceæ : Corchorus olitorius.
Meliaceæ : Melia Azedarach.
Anacardiaceæ : Anacardium occidentale.
Leguminosaceæ : Arachis hypogæa, Vigna sinensis, Psophocarpus longepedunculatus, Pachyrrhizus angulatus, Voandzeia subterranea, Cajanus indicus, Tamarindus indica, Cæsalpinia pulcherrima.
Compositaceæ : Zinnia elegans, Tagetes patula.
Convolvulaceæ : Ipomæa Batatas et Quamoclit.
Solanaceæ : Solanum melongena, Nicotiana rusticana et Tabacum, Datura Stramonium (var. Tatula).
Scrophulariaceæ : Scoparia dulcis.
Nyctaginaceæ : Bougainvillea spectabilis.
Amarantaceæ : Amarantus caudatus.
Euphorbiaceæ : Manihot Glaziovii et utilissima.
Urticaceæ : Artocarpus incisa, Cannabis sativa.
Zingiberaceæ : Maranta arundinacea, Canna indica.
Dioscoreaceæ : Dioscorea alata et sativa.
Palmaceæ : Cocos nucifera.
Graminaceæ : Zea Mays, Oryza sativa, Anthephora elegans, Panicum maximum, Andropogon Sorghum.

Il faut peut-être ajouter à cette liste les *Abrus precatorius, Ricinus communis, Pennisetum setosum* et *spicatum.*

Les éliminations auxquelles nous venons de procéder ont

porté sur 256 espèces; les 844 espèces restantes peuvent se décomposer comme suit :

1° Plantes se rencontrant à la fois en Amérique et en Afrique;
2° — — — en Asie et en Afrique;
3° — — — en Asie, en Afrique et en Australie;
4° Plantes africaines, mais non spéciales au Congo;
5° Plantes endémiques.

Nous allons successivement passer en revue ces divers paragraphes, sauf le cinquième qui sera traité en détail dans le chapitre *Des régions botaniques.*

1° PLANTES SE RENCONTRANT A LA FOIS EN AMÉRIQUE ET EN AFRIQUE.

Capparidaceæ : Cleome spinosa.
Malvaceæ : Sida linifolia.
Violaceæ : Sauvagesia erecta.
Leguminosaceæ : Ecastaphyllum Brownei, Drepanocarpus lunatus.
Rhizophoraceæ : Rhizophora Mangle.
Campanulaceæ : Cephalostigma Perrottetii.
Gentianaceæ : Neurotheca lœselioides.
Solanaceæ : Schwenkia americana.
Scrophulariaceæ : Vandellia diffusa.
Acanthaceæ : Hygrophila longifolia.
Nyctaginaceæ : Boerhaavia paniculata.
Urticaceæ : Fleurya æstuans.
Piperaceæ : Piper umbellatum.
Hæmodoraceæ : Sansevieria guineensis.
Orchidaceæ : Angræcum maculatum.
Amaryllidaceæ : Crinum scabrum (peut-être seulement naturalisé en Amérique).
Cyperaceæ : Pycreus propinquus, Cyperus dichromenæformis, Mariscus flavus, Scleria hirtella.
Graminaceæ : Andropogon bracteatus, Trachypogon polymorphus, Panicum distichophyllum, Paspalum conjugatum.

5. PLANTES SE RENCONTRANT SEULEMENT EN ASIE ET EN AFRIQUE.

Nymphæaceæ : Nymphæa stellata.
Caryophyllaceæ : Polycarpæa Lœfflingii.
Portulaceæ : Talinum cuneifolium.
Malvaceæ : Hibiscus micranthus, Sida urens.
Leguminosaceæ : Glycine javanica.
Rubiaceæ : Oldenlandia capensis.
Compositaceæ : Æthulia conyzoides, Blumea aurita, Emilia sagittata.
Apocynaceæ : Carissa edulis.
Convolvulaceæ : Ipomæa involucrata, Aniseia uniflora, Merremia hederacea.
Scrophulariaceæ : Ilysanthes parviflora, Sopubia trifida.
Verbenaceæ : Stachytarpheta indica, Asystasia coromandeliana.
Amarantaceæ : Digera arvensis.
Amaryllidaceæ : Crinum zambesiacum.
Liliaceæ : Dracæna spicata.
Commelinaceæ : Aneilema sinicum.
Palmaceæ : Borassus flabellifer.
Cyperaceæ : Cyperus flabelliformis, Mariscus Dregeanus, Fimbristylis dipsacea.
Graminaceæ : Andropogon finitimus, Perotis latifolia, Paspalum longiflorum, Eleusine verticillata.

3° PLANTES SE RENCONTRANT EN ASIE, EN AFRIQUE ET EN AUSTRALIE.

Malvaceæ : Hibiscus surattensis et vitifolius.
Tiliaceæ : Corchorus tridens.
Sterculiaceæ : Melochia corchorifolia.
Leguminosaceæ : Cassia Abrus.
Cucurbitaceæ : Luffa cylindrica (naturalisé en Amérique).
Ficoidaceæ : Mollugo Spergula.
Rubiaceæ : Morelia citrifolia.

Compositaceæ : Blumea lacera, Spilanthes Acmella.
Plumbaginaceæ : Plumbago zeylanica.
Convolvulaceæ : Ipomæa angustifolia.
Scrophulariaceæ : Mimulus gracilis.
Lentibulariaceæ : Utricularia exoleta.
Cyperaceæ : Bulbostylis barbata, Lipocarpha argentea.
Graminaceæ : Andropogon intermedius, Paspalum scrobiculatum, Elytrophorus articulatus.

4° Plantes du Congo d'origine africaine.

Déduction faite des espèces mentionnées dans les tableaux précédents, il reste pour le Congo 770 espèces d'origine africaine dont 475 espèces endémiques.

Dans les espèces non endémiques, on peut distinguer quatre groupes remarquables :

a) Espèces largement disséminées dans l'Afrique tropicale ;
b) Espèces tropicales-occidentales ;
c) Espèces boréales-occidentales ;
d) Espèces austro-occidentales.

a) *Espèces largement disséminées dans l'Afrique tropicale.*

Capparidaceæ : Cleome ciliata, Capparis erythrocarpos.
Polygalaceæ : Polygala arenaria.
Hypericaceæ : Psorospermum febrifugum.
Malvaceæ : Abutilon angulatum, Adansonia digitata (natur. dans l'Inde).
Celastraceæ : Gymnosporia senegalensis.
Ampelidaceæ : Cissus ibuensis et rubiginosa.
Anacardiaceæ : Anaphrenium abyssinicum (pénètre dans l'Afrique austr.).
Leguminosaceæ : Crotalaria Hildebrandtii, glauca et senegalensis, Tephrosia bracteolata, lupinifolia (pénètre dans l'Afrique austr.) et Vogelii, Sesbania punctata, Hermimera Elaphroxylon, Desmodium hirtum (pénètre dans le

Natal) et mauritianum, Eriosema cajanoides (pénètre dans le Natal) et glomeratum, Erytrophlæum guineense, Dichroostachya nutans (pénètre dans le Natal), Mimosa asperata.

Combretaceæ : Combretum constrictum.

Myrtaceæ : Eugenia owariensis.

Melastomaceæ : Dissotis prostrata et rotundifolia.

Turneraceæ : Wormskioldia lobata et heterophylla.

Cucurbitaceæ : Adenopus breviflorus.

Rubiaceæ : Crossopteryx Kotschyana, Oldenlandia caffra (pénètre à Natal et au Cap), capensis (aussi Afr. austr., ? Syrie), decumbens (aussi à Natal), macrophylla (aussi à Natal), Mussænda arcuata, Heinsia jasminiflora, Gardenia Thunbergia; Spermacoce Ruelliæ et ramisperma, Mitracarpum scabrum.

Compositaceæ : Vernonia cinerea et senegalensis, Adenostemma viscosum, Ageratum conyzoides, Mikania scandens, Grangea maderaspatana, Conyza ægyptiaca, Aspilia Kotschyi, Melanthera Brownii (pénètre au Cap), Gynura cernua et crepidioides, Pleiotaxis pulcherrima, Dicoma anomala.

Apocynaceæ : Strophanthus sarmentosus.

Loganiaceæ : Mostuca Brunonis.

Hydrophylleaceæ : Hydrolea glabra.

Convolvulaceæ : Ipomæa opthalmantha, Jaquemontia capitata.

Scrophulariaceæ : Halleria lucida (pénètre dans l'Afr. austr.), Herpestis calycina, Striga Forbesii, Cycnium camporum.

Acanthaceæ : Brillantaisia alata; Micranthus imbricatus (aussi Afrique bor.-occ. et austr.).

Labiataceæ : Ocimum canum.

Amarantaceæ : Celosia leptostachya et trigyna.

Hæmodoraceæ : Sansevieria cylindrica et longiflora.

Amaryllidaceæ : Hypoxis angustifolia (aussi Afrique austr.), Curculigo gallabatensis (Bas-Niger, Angola, Gallabat), Hæmanthus multiflorus.

Liliaceæ : Gloriosa virescens.
Commelinaceæ : Ancilema æquinoctiale.
Palmaceæ : Phœnix spinosa, Raphia vinifera, Elæis guineensis.
Araceæ : Culcasia scandens.
Cyperaceæ : Kyllinga elatior et erecta (aussi Afrique austr.), Pycreus polystachyus, Cyperus auricomus (aussi Égypte), compactus (aussi Afrique austr.), flavidus, maculatus, margaritaceus (aussi Afrique austr.), maritimus, Papyrus (indig. en Sicile?), sphacelatus et tenax, Mariscus nossibeensis, Bulbostylis abortiva.
Graminaceæ : Pennisetum Benthami.

Nous avons établi, par les tableaux précédents, que les analogies de la flore du Congo sont multiples, mais la plus grande somme de ses affinités est avec la flore de l'Afrique occidentale et surtout avec la partie boréale occidentale. Dès 1816, Rob. Brown avait mis ce fait en lumière dans son mémoire sur la collection de C. Smith [1].

Le Bas-Congo et le Congo central constituent une zone de démarcation bien tranchée; c'est dans cette zone qu'un bon nombre de types tropicaux occidentaux ont leur extrême limite de dispersion boréale ou australe. Ces types occidentaux sont au nombre de 200, dont 41 seulement se rencontrent au nord et au sud du Congo; 39 ne se rencontrent qu'au sud dans l'Angola et 120 qu'au nord dans les contrées avoisinant l'Océan atlantique jusqu'au Sénégal.

b) *Espèces de l'Afrique tropicale occidentale.*

Plantes non signalées en dehors de l'Afrique tropicale occidentale, mais que l'on y observe depuis le Sénégal ou Sierra-Leone jusqu'en Angola :

Capparidaceæ : Cleome ciliata.

[1] *Narrat. of an exped. to explore river Zaïre.* Append. (1818), p. 152.

Violaceæ : Alsodeia brachypetala.
Gulliferaceæ : Garcinia polyantha, Allanblackia floribunda.
Sterculiaceæ : Cola acuminata.
Tiliaceæ : Triumfetta orthacantha, Glyphæa grewioides.
Ochnaceæ : Ouratea reticulata.
Meliaceæ : Turræa Vogelii.
Ampelidaceæ : Cissus tenuicaulis.
Anacardiaceæ : Pseudospondias microcarpa.
Leguminosaceæ : Milletia Thonningii, Vigna reticulata, Pterocarpus erinaceus, Lonchocarpus sericeus.
Combretaceæ : Combretum racemosum.
Melastomaceæ : Tristemma Schumacheri, Dissotis decumbens, Memecylon membranifolium et polyanthemos.
Passifloraceæ : Ophiocaulon cissampeloides.
Cucurbitaceæ : Momordica cissoides, Cucumeropsis edulis.
Rubiaceæ : Virecta procumbens, Mussænda elegans, Coffea jasminoides.
Compositaceæ : Vernonia pandurata.
Convolvulaceæ : Ipomæa amœna.
Acanthaceæ : Brillantaisia owariensis, Scytanthus laurifolius.
Amarantaceæ : Celosia laxa.
Piperaceæ : Piper guineense.
Euphorbiaceæ : Phyllanthus capillaris.
Orchidaceæ : Ansellia africana.
Zingiberaceæ : Costus afer.
Commelinaceæ : Commelina capitata, Aneilema beniniense.
Araceæ : Rhektophyllum mirabile.
Cyperaceæ : Scleria ovuligera.
Filicaceæ : Platycerium Stemmaria.
Lycopodiaceæ : Selaginella scandens.

c) *Espèces de l'Afrique tropicale austro-occidentale.*

Les espèces de l'Afrique tropicale austro-occidentale, trouvant au Congo leur limite d'extension *boréale*, sont au nombre de 39, et ainsi qu'il est facile de le prévoir, c'est dans le bassin du Kassai et au Bas-Congo qu'elles se rencontrent presque

toutes. Seuls les *Ipomœa elythrocephala, Milletia drastica, Alvesia rosmarinifolia, Platystoma flaccidum* et *Gladiolus brevicaulis* atteignent le Congo central. Le *Belmontia Teuszii,* autre espèce de l'Angola, n'a encore été trouvé que dans le Congo supérieur.

Voici la liste de ces espèces :

Ranunculaceæ : Clematis scabiosæfolia.
Anonaceæ : Xylopicum odoratissimum.
Malvaceæ : Kosteletzkia Büttneri.
Ochnaceæ : Ochna Hoffmanni.
Ampelidaceæ : Ampelocissus angolensis.
Leguminosaceæ : Indigofera erythrogramma, Milletia drastica, Camoensia maxima.
Rosaceæ : Acioa Buchneri.
Passifloraceæ : Paropsia reticulata.
Rubiaceæ : Corynanthe paniculata, Pavetta canescens.
Compositaceæ : Pleiotaxis rugosa.
Asclepiadaceæ : Schizoglossum spathulatum et tricorniculatum, Gomphocarpus lineolatus et semiamplectens, Stathmostelma incarnatum.
Gentianaceæ : Belmontia Teuszii.
Convolvulaceæ : Ipomæa elytrocephala.
Scrophulariaceæ : Buchnera multicaulis.
Acanthaceæ : Blepharis Buchneri.
Verbenaceæ : Vitex camporum.
Labiataceæ : Alvesia rosmarinifolia, Platystoma flaccidum, Orthosiphon adornatus, Coleus mirabilis.
Thymelæaceæ : Gnidia Oliveriana.
Euphorbiaceæ : Sapium cornutum, Manniophyton fulvum, Macaranga monandra.
Orchidaceæ : Lissochilus dilectus et giganteus, Polystachya golungensis.
Zingiberaceæ : Trachyphrynium violaceum.
Iridaceæ : Moræa textilis, Gladiolus brevicaulis.
Liliaceæ : Asparagus drepanophyllus.
Cyperaceæ : Cyperus angolensis.

d) *Espèces de l'Afrique tropicale occidentale boréale.*

Les espèces de l'Afrique tropicale occidentale, trouvant dans le Congo leur extrême limite *méridionale*, sont de beaucoup les plus nombreuses (120). Pour celles qui, en dehors du Congo, n'ont été rencontrées que sur peu de points, nous en avons indiqué la dispersion entre parenthèses dans le tableau suivant :

Anonaceæ : Xylopicum æthiopicum et Dunalianum.
Menispermaceæ : Chasmanthera strigosa (Fernando-Po), Synclisia scabrida (Bas-Niger).
Capparidaceæ : Cleome ciliata.
Malvaceæ : Hibiscus rostellatus (Sénégambie).
Sterculiaceæ : Sterculia Tragacantha, Cola Ballayi et Afzelii.
Tiliaceæ : Christiania africana, Grewia africana (Sierra-Leone), Honckenya ficifolia.
Malpighiaceæ : Heteropteris africana, Acridocarpus congolensis et Smeathmanni.
Geraniaceæ : Impatiens Irvingii.
Simarubaceæ : Irvingia Smithii.
Ochnaceæ : Ochna membranacea, Ouratea affinis.
Burseraceæ : Canarium edule, C. Saphu (Kameroun).
Dichapetalaceæ : Dichapetalum rufipile (Kameroun).
Olacaceæ : Heisteria parvifolia, Apodytes beniniensis, Salacia senegalensis.
Sapindaceæ : Deinbollia insignis.
Anacardiaceæ : Sorindeia juglandifolia, Manotes Griffoniana (Gabon), Cnestis corniculata, ferruginea et oblongifolia.
Leguminosaceæ : Milletia Mannii (Gabon), Cyclocarpa stellaris, Desmodium triflorum, Rhynchosia calycina, R. Mannii (Fernando-Po), Lonchocarpus Barteri (Sénégambie, Guinée), Baphia nitida, B. pubescens (Guinée), Afzelia africana (Sénégambie, Bas-Niger), Cynometra Mannii

(Gabon, Vieux-Calabar), Acacia ataxacantha (Sénégambie, Quorra).

Rosaceæ : Chrysobalanus ellipticus, Parinarium subcordatum (Bas-Niger), Griffonia Barteri (Lagos, Vieux-Calabar).

Rhizophoraceæ : Rhizophora racemosa (Sierra-Leone, Bas-Niger), Anisophyllea laurina.

Combretaceæ : Combretum confertum, Quisqualis indica.

Myrtaceæ : Eugenia calophylloides.

Melastomaceæ : Osbeckia congolensis, Dissotis Brazzæi et capitata, D. segregata (Bas-Niger) et Thollonii (Congo franç.), D. villosa (Haute-Guinée), Amphiblemma setosum, Dicellandra Barteri.

Samydaceæ : Homalium africanum, Byrsanthus epigynus (Sénégambie).

Cucurbitaceæ : Cogniauxia cordifolia, Physedra Barteri, Melothria deltoidea.

Rubiaceæ : Sarcocephalus sambeziacus (Haute-Guinée), Sabicea capitellata, Bertiera laxa (Fernando-Po, Sierra-Leone, São-Thomé), Randia acuminata et longiflora, Ponchetia africana, Tricalysia coriacea (Bas-Niger, Gabon) et reticulata, Ixora Soyauxii, Rutidea olenotricha (Sierra-Leone), Psychotria Ansellii.

Compositaceæ : Sparganophorus Vaillantii, Vernonia conferta (Sierra-Leone, Fernando-Po), Aspilia Smithiana (Dahomey).

Apocynaceæ : Landolphia owariensis, Strophanthus sarmentosus.

Loganiaceæ : Anthocleista Vogelii.

Acanthaceæ : Brillantaisia owariensis.

Verbenaceæ : Premna angolensis (Loango).

Labiataceæ : Platostoma africanum.

Amarantaceæ : Celosia laxa.

Euphorbiaceæ : Euphorbia Hermentiana, Bridelia stenocarpa, Phyllanthus niruroides.

Urticaceæ : Ficus syringifolia (Kameroun), Trema guineensis, Urera cameroonensis.

Orchidaceæ : Lissochilus Horsfallii.

Zingiberaceæ : Amomum latifolium et Melegueta, Costus Lucanusianus, Hybophrynium Braunianum (Kameroun).

Dioscoreacæ : Dioscorea præhensilis.

Commelinaceæ : Palisota ambigua et thyrsiflora, Floscopea africana.

Palmaceæ : Hyphæne guineensis.

Pandanaceæ : Pandanus candelabrum.

Cyperaceæ : Fimbristylis scabrida (Guinée, Bas-Niger), Bulbostylis laniceps, Hypolytrum africanum (Sierra-Leone, Bas-Niger), Scleria Barteri et verrucosa (Sierra-Leone, Lagos).

Graminaceæ : Rhytachne congoensis et gabonensis, Andropogon familiaris (Guinée, Loango), Isachne Buettneri (Gabon), Panicum indutum (Gabon), Tricholæna sphacelata (Guinée), Olyra brevifolia (Guinée), Sporobolus Molleri (São-Thomé), Centotheca owariensis (Benin) et mucronata (Oware).

Filicaceæ : Polypodium cameroonianum (Kameroun) et oppositifolium (São-Thomé), Pteris Currori (Fernando-Po, Bas-Niger).

II.

LES RÉGIONS BOTANIQUES DU CONGO.

Dans l'état actuel de nos connaissances, on peut distinguer six régions botaniques dans le Congo :

I. Région du Congo supérieur;
II. Région des Niamniam;
III. Région du Congo central;
IV. Région du Kassaï;
V. Région du Bas-Congo;
VI. Région du Nil.

1. RÉGION DU CONGO SUPÉRIEUR (I).

Cette région comprend tout le bassin hydrographique du Congo depuis le confluent de la rivière Munduku (en amont des Stanley-Falls) jusqu'aux sources du Lualaba et du Luapula. Nous n'envisageons ici que la partie de cette région appartenant à l'État Indépendant; mais elle s'étend, abstraction faite des limites politiques, à tout le bassin du lac Tanganika, tributaire du Congo, par la rivière Lukuga.

Cette immense région possède certainement une flore intéressante; les plantes rapportées du Katanga par Briart, Descamps et Cornet en font foi. Elle présentera sans doute une végétation à cachet oriental accentué, à preuve les *Delphinium dasycaulon, Sterculia quinqueloba, Cryptosepalum maraviense, Eugenia cordata, Lobelia fervens* et *Lapeyrousia erythrantha.*

Les espèces endémiques, actuellement connues, sont au nombre de neuf : *Oxalis Cornetii, Crotalaria Cornetii* et *katangensis, Micranthus Poggei, Blepharis trinervis, Acrocephalus campicola* et *cœruleus* (ce dernier trouvé aussi dans la région du Kassaï), *Loranthus Cornetii* et *Mariscus remolus.*

En 1874, Cameron a recolté dans le bassin du Tanganika oriental quelques espèces dont la présence n'a pas encore été signalée dans l'État Indépendant.

2. RÉGION DES NIAMNIAM (II).

Quelles sont les limites occidentales et méridionales de cette zone? Faut-il y comprendre tout le bassin du Mbomu, de l'Uellé-Makua et de l'Aruwimi? Il serait impossible de répondre à ces questions, car nous ne connaissons de cette région que la partie boréale-orientale, grâce au séjour de l'éminent botaniste Schweinfurth dans le pays des Monbuttus. Le pays des Niamniam n'appartient que partiellement à l'État; mais nous avons cru utile de comprendre, dans notre énumération, certaines plantes trouvées par le naturaliste allemand sur des points limitrophes (bassin du Nabambisso, collines de Baginse et de Gumango) afin d'attirer l'attention sur elles; mais nous les avons fait précéder d'un signe qui permet de les distinguer à première vue. Il est à remarquer que la frontière boréale-orientale de l'État (pays des Monbuttus) est aussi une frontière naturelle. Dès que l'on entre dans l'État, on passe du bassin du Nil dans le bassin du Congo, et Schweinfurth a remarqué que la végétation change immédiatement d'aspect; c'est ainsi que les *Pandanus* qui manquent absolument dans le bassin du Nil, font immédiatement leur apparition. Il y aura là une étude curieuse à faire.

Espèces endémiques de la région II (région des Niamniam).

Burseraceæ : Canarium Schweinfurthii (aussi rég. IV et V).
Ampelidaceæ : Cissus bignonioides et tiliæfolius, Rourea pseudobaccata.
Passifloraceæ : Adenia Schweinfurthii.
Rubiaceæ : Mussænda platyphylla et stenocarpa, Urophyllum viridiflorum, Randia Munsæ, Psychotria brunnea, cristata et longevaginalis, Geophila involucrata.
Compositaceæ : Bothriocline longipes, Vernonia jugalis.

Asclepiadaceæ : Tacazzea pedicellata, Schizoglossum angustatum, Vincetoxicum polyanthum.

Loganiaceæ : Anthocleista niamniamensis et Schweinfurthii, Strychnos floribunda, longecaudata, Schweinfurthii et suaveolens, Coinochlamys Schweinfurthii.

Acanthaceæ : Thunbergia longifolia, Barleria calophylla.

Verbenaceæ : Clerodendron alatum, formicarum et Schweinfurthii.

Labiataceæ : Ocimum Schweinfurthii, Orthosiphon roseus.

Thymelæaceæ : Dicranolepis cerasifera et Schweinfurthii.

Euphorbiaceæ : Euphorbia cyparissioides et Teke, Antidesma Schweinfurthii, Claoxylon atrovirens, flavidum et Schweinfurthii, Neoboutonia canescens, Macaranga Schweinfurthii.

Urticaceæ : Dorstenia brevicuspis et caulescens, Ficus ardisioides, furcata, persicifolia, Rokke et subcalcarata.

Orchidaceæ : Cyrtopera flavo-purpurea, Brachycorythis Schweinfurthii.

Zingiberaceæ : Amomum luteo-album, polyanthum et sanguineum, Costus trachyphyllus, Donax azurea.

Dioscoreaceæ : Dioscorea phaseoloides.

Liliaceceæ : Chlorophytum aureum et cordatum, Albuca Schweinfurthii.

Commelinaceæ : Palisota prionostachys.

3. RÉGION DU CONGO CENTRAL (III).

Nous avions primitivement adopté pour cette région le nom de Congo moyen, mais M. J. Cornet, dans une remarquable étude géologique, ayant employé ce terme pour désigner une partie du Bas-Congo [1], nous avons cru préférable d'adopter celui de Congo central.

[1] *Les formations post-primaires du bassin du Congo* (ANNALES DE LA SOC. GÉOLOGIQUE DE BELGIQUE, t. XXI [1893-94], p. 211).

Le Congo central comprend toute la partie du Congo, du confluent de la Munduku (en amont des Stanley-Falls) aux chutes situées en aval de Léopoldville; provisoirement, nous y comprenons le bassin du Lomami. Faut-il y comprendre aussi le bassin de l'Ubanghi (district de l'Ubanghi-Uellé)? Il est impossible de trancher la question, car les données botaniques sur cette partie de l'État font absolument défaut.

La végétation du Congo central paraît peu caractérisée : c'est une flore d'ordre composite dont la caractéristique s'affirmera peut-être dans la suite.

Espèces endémiques.

Melastomaceæ : Tristemma leiocalix, Dissotis Hensii.
Cucurbitaceæ : Cogniauxia trilobata.
Rubiaceæ : Mussænda stenocarpa (aussi rég. II), Sabicea Schumanniana, Leptactinia Leopoldi II, Geophila Aschersoniana et involucrata (cette dernière espèce aussi rég. II).
Compositaceæ : Vernonia misera et Poskeana.
Convolvulaceæ : Ipomæa asclepiadea, Bonamia minor.
Scrophulariaceæ : Buchnera Reisseana.
Labiataceæ : Platostoma Buettnerianum, Solenostemon bullatus (aussi rég. IV), Coleus nervosus.
Zingiberaceæ : Donax congensis (aussi rég. IV et V).
Liliaceæ : Dracæna Poggei.
Xyridaceæ : Xyris congensis.
Cyperaceæ : Pycreus subtrigonus, Cyperus congensis et mapanioides.

4. RÉGION DU KASSAÏ (IV).

Le bassin du Kassaï semble constituer une région botanique bien naturelle, à flore variée. Sans doute, surtout dans le Koango, elle rappelle, par plus d'un trait, la flore si riche de l'Angola, mais elle a sa note bien distincte. Les environs de

Luluabourg présentent un singulier contraste avec le pays des Monbuttus (rég. II); leur flore ne diffère pas moins de celle du Bas-Congo; aussi, ainsi que le montre la liste suivante, la région du Kassaï vient-elle en première ligne pour le nombre des espèces endémiques. Les Connaracées et les Euphorbiacées y semblent abondamment répandues.

Espèces endémiques de la région IV (bassin du Kassaï).

Capparidaceæ : Capparis Poggei.
Bixaceæ : Oncoba Poggei, Buchnerodendron speciosum, Poggea alata.
Tiliaceæ : Triumfetta heliocarpa, iomalla et trachystoma.
Rutaceæ : Limonia Poggei.
Burseraceæ : Canarium Schweinfurthii, Sorindeia Poggei, Thyrsodium africanum.
Ochnaceæ : Ochna quangensis.
Olacaceæ : Olax Aschersoniana, Alsodeiopsis Poggei.
Hippocrateaceæ : Hippocratea Poggei.
Connaraceæ : Rourea fasciculata, obliquifoliolata, Poggeana, splendida, unifoliolata et viridis, Manotes Aschersoniana, brevistyla, pruinosa et sanguineo-arellata, Connarus Englerianus.
Leguminosaceæ : Lonchocarpus subulidentatus.
Passifloraceæ : Ophiocaulon Poggei et lanceolatum.
Rubiaceæ : Sabicea Kolbeana.
Apocynaceæ : Landolphia lucida, Diplorrhynchus angolensis.
Asclepiadaceæ : Xysmalobium dissolutum, Schizoglossum spatulatum et tricorniculatum, Gomphocarpus dependens, foliosus et roseus, Marsdenia racemosa.
Loganiaceæ : Anthocleista Buchneri, Coinochlamys Poggeana.
Convolvulaceæ : Ipomæa hypoxantha, quangensis et subcapitata.
Scrophulariaceæ : Cycnium Buchneri, Sopubia latifolia.

Acanthaceæ : Acanthus majaccensis, Pseuderanthemum Ludovicianum, Justicia Garckeanna et Poggei.

Verbenaceæ : Vitex lundensis, Poggei et rufescens, Clerodendron Buchneri, fuscum, grandifolium et Poggei.

Labiataceæ : Ocimum glossophyllum, linearifolium et Poggeanum, Geniosporum scabridum, Acrocephalum elongatus, iododermis, paniculatus et Poggeanus, Orthosiphon heterochrous, iodocalyx et retinervis, Solenostemon bullatus (aussi rég. III), Plectranthus mirabilis, Coleus membranaceus et viridis, Leucas Poggeana.

Podostemaceæ : Dicræa quangensis et Warmingii, Hydrostachys Bismarckii.

Thymelæaceæ : Gnidia Poggei et rubrocincta, Dicranolepis convalliodora.

Loranthaceæ : Loranthus constrictiflorus, luluensis et Poggei.

Euphorbiaceæ : Euphorbia Poggei, Uapaca molle, Mæsobo trya Bertramiana, Hymenocardia Poggei, Croton Poggei, Crotonogyne Poggei, Poggeophyton aculeatum, Acalypha haplostyla, Argomuellera macrophylla, Macaranga mollis, Poggei et saccifera, Chætocarpus africanus, Sapium Poggei et xylocarpum.

Zingiberaceæ : Donax congensis (aussi dans les régions III et V), Phyllodes baccatum et leiogonium.

Liliaceæ : Aloe venenosa, Dracæna laxissima et Poggei.

Araceæ : Hydrosme Eichleri et Teuszii.

5. RÉGION DU BAS-CONGO (V).

Le Bas-Congo, à cause de sa faible étendue relative et de la connaissance plus complète de sa flore, est la partie de l'État qui réserve le moins de surprises aux explorateurs futurs. Cela ne veut pas dire que tout y soit fait, car, au bas mot, l'on y découvrira encore un bon millier de plantes, mais ce que l'on en connaît permet d'affimer que le Bas-Congo forme une région botanique naturelle.

« Le Bas-Congo [1] a été dénigré par des voyageurs trop pressés, surtout par des explorateurs en chambre, docteurs infaillibles en affaires d'Afrique. Assurément, si l'on se borne à remonter le fleuve de Banana à Matadi, l'aspect du pays n'est pas toujours enchanteur. Après les murailles étranges de palétuviers qui bordent le fleuve, au voisinage de la mer, le navire cherche sa route au milieu d'îles entourées pour la plupart d'une brillante ceinture de palmiers. Ils font sur l'Européen une impression extraordinaire. Bientôt la végétation s'appauvrit; ce sont de grands figuiers qui prédominent sur les rives. Enfin des graminées de haute taille couvrent tout l'horizon, et seuls des baobabs aux formes étranges brisent la monotonie des prairies immenses qui s'étendent à perte de vue. C'est la brousse; elle ne tarde pas à faire oublier la beauté de la végétation de l'estuaire. Le nouveau venu en Afrique s'attriste à la vue des grandes herbes sans fin. Elles couvrent non seulement les plaines, mais encore les collines entre lesquelles le fleuve a dû se frayer un passage à une petite distance en aval de Boma. Rien n'est plus désolant que l'aspect de ces hauteurs lorsqu'on arrive au Congo pendant la saison sèche. Et l'on comprend qu'elles aient causé bien des désillusions.

» Bientôt Boma apparaît dans le lointain avec ses constructions aux toits d'une blancheur éclatante; vers le nord, la brousse s'étend partout sur les collines qui bornent tout l'horizon. La capitale n'est pas dépourvue de végétation arborescente; d'énormes baobabs entourent le palais du gouverneur général; des anacardiers étalent leurs cimes sombres aux endroits où reposent d'anciens rois de la contrée. Enfin, vers la rive, les baobabs et les faux cotonniers aux troncs si curieux forment un rideau de verdure devant lequel on distingue, en arrivant au pier, un beau groupe de cocotiers et de manguiers.

» Continuons notre route vers Matadi et nous retrouvons

[1] Nous extrayons la caractéristique suivante du beau travail d'ÉMILE LAURENT, *Le Bas-Congo, sa flore et son agriculture* (BULL. DE LA SOC. ROYALE DE BOT. DE BELGIQUE, XXXIII [1894], pp. 40 et suiv.).

sur les deux rives des collines que couvrent les grandes herbes, à l'exception toutefois du mamelon de l'île de Sacra M'baca, complètement recouvert par une végétation forestière tout à fait impénétrable. Autour de l'île des Princes, une ancienne nécropole réservée aux puissants du Bas-Congo, nous revoyons le beau spectacle que nous avaient présenté les palmiers de l'estuaire. Ils entourent l'île de tous côtés, sauf vers le sud, où la nature et le relief du sol les ont empêchés de se multiplier en abondance.

» Au delà de l'île des Princes, la brousse domine de nouveau avec ses graminées géantes et ses rares baobabs, derniers vestiges d'anciens villages disparus. Nous ne la suivrons pas de long de la route des caravanes; je préfère vous ramener à Boma et de là vous conduire dans la région septentrionale du Bas-Congo. Pendant les premiers jours de marche, nous ne sortirons pas de la région des hautes herbes. Les sentiers courent dans les étroites vallées qui séparent les collines, où ils franchissent celles-ci sans souci de la ligne droite; les nombreuses sinuosités des chemins suivis par les nègres proviennent, sans aucun doute, d'obstacles que la forêt présentait à l'origine. Car, il ne faut pas en douter, la plupart des vastes espaces déboisés du Bas-Congo ont été autrefois occupés par la végétation forestière. Les populations, jadis beaucoup plus denses qu'à présent, les ont fait disparaître pour transformer le sol en cultures de plantes alimentaires. Le défrichement en Afrique a donc eu la même cause que dans notre pays. Abandonné à lui-même, le sol dépouillé de ses arbres ne se reboise qu'exceptionnellement, surtout dans les régions à période sèche très prononcée.

» A mesure que nous nous éloignons du fleuve, des ravins de plus en plus nombreux sont remplis d'une végétation ligneuse luxuriante qui réjouit le voyageur. Nous ne tarderons plus à entrer dans la forêt. Quelle sensation agréable l'on ressent, quand après avoir parcouru la brousse, on pénètre sous le dôme formé par les arbres et les lianes! Les sentiers sont rares; ils serpentent entre les nombreux obstacles que

présente la forêt, car aucune intervention ne vient aider la marche des voyageurs.

» Au nord de la Luculla, la forêt s'étend presque sans interruption jusqu'au delà du Tshiloango et se continue ainsi dans le Congo français et le Gabon.

» C'est le Mayombé, ce qui veut dire en fiote « pays des forêts » ...

» Le Mayombé a, du reste, beaucoup d'analogie avec notre région forestière, et on pourrait l'appeler une Ardenne sous les tropiques. Il est constitué par de nombreuses collines, quelquefois abruptes, dont les plus élevées ont 500 à 600 mètres, rarement 700 mètres d'altitude; elles sont séparées par des vallées ordinairement très étroites, de véritables ravins. Les grandes plaines et les plateaux sont peu communs dans le Mayombé... »

Le tableau suivant montre que le Bas-Congo semble l'emporter de beaucoup sur le Congo central par le nombre d'espèces endémiques :

Espèces endémiques de la région V (Bas-Congo).

Sterculiaceæ : Buettneria africana, Canarium Schweinfurthii (aussi rég. II et IV).
Rhamnaceæ : Zizyphus espinosus.
Ampelidaceæ : Cissus mayombensis.
Connaraceæ : Cnestis setosa.
Leguminosaceæ : Milletia baptistarum, Rhynchosia congensis, Baikiæa minor.
Melastomaceæ : Dissotis Autraniana.
Rubiaceæ : Otomeria lanceolata, Mussænda heinsioides et hispida, Leptactinia Laurentiana, Tarenna congensis, Oxyanthus Smithii, Pouchetia Baumanniana, Canthium congense, Rutidæa Smithii, Psychotria nigropunctata, Cephaëlis congensis.

Compositaceæ : Vernonia Burtoni et Dupuisii, V. misera (aussi rég. III) et podocoma, Laggera oblonga, Blepharispermum spinulosum, Pleiotaxis affinis.
Apocynaceæ : Alstonia congensis, Tabernæmontana durinervis, Strophanthus Ledieni.
Asclepiadaceæ : Stathmostelma Laurentiana.
Loganiaceæ : Anthocleista inermis.
Boraginaceæ : Cordia aurantiaca.
Verbenaceæ : Clerodendron congense.
Labiataceæ : Æolanthus Buchnerianus, Tinnæa platyphylla.
Loranthaceæ : Loranthus Buchneri.
Urticaceæ : Ficus congensis, Macaranga Smithii.
Orchidaceæ : Ansellia congensis.
Zingiberaceæ : Donax congensis (aussi rég. II et IV).
Amaryllidaceæ : Hæmanthus Lindeni.
Liliaceæ : Scilla Ledieni.
Araceæ : Cercestis congensis.
Cyperaceæ : Kyllinga planiceps, teres et subtrigonus.

6. RÉGION DU NIL (VI).

On ne possède aucune donnée botanique sur la partie de l'État appartenant au bassin du Nil et pourtant elle doit récéler une flore extrêmement riche. Les monts de la Lune, la chaîne volcanique dont font partie les monts Kissegali (4,000 m. d'altitude), la chaîne des montagnes neigeuses situées à l'est du lac Albert-Édouard promettent aux explorateurs une flore rappelant beaucoup celles des hautes montagnes de l'Europe et du Kilima N'djaro.

TABLEAU STATISTIQ

Dans le tableau suivant, nous avons condensé et rangé par familles

FAMILLES.	Espèces culti-vées ou naturalisées.	Espèces endémiques.	Espèces indiquées vague-ment « Congo »
Ranunculaceæ	»	»	1
Dilleniaceæ	»	»	»
Anonaceæ	»	»	»
Menispermaceæ	»	»	»
Nymphæaceæ	»	»	»
Capparidaceæ	»	2	»
Violaceæ	»	»	»
Bixaceæ	1	3	»
Pittosporaceæ	»	1	1
Polygalaceæ	»	»	»
Caryophyllaceæ	»	»	»
Portulaceæ	»	»	1
Hypericaceæ	»	»	1
Guttiferaceæ	»	1	2
Malvaceæ	3	1	2
Sterculiaceæ	»	1	»
Tiliaceæ	1	3	»
Malpighiaceæ	»	»	1
Geraniaceæ	»	»	»
Rutaceæ	»	1	»
Simarubaceæ	»	»	»
Ochnaceæ	»	»	»
Burseraceæ	»	»	»
Meliaceæ	1	»	»
TOTAUX	6	13	9

[1] Dans ce tableau nous avons indiqué, dans des colonnns spéciales, un cer
sence sur son territoire est encore douteuse. Il reste donc pour le Congo pr

E LA FLORE DU CONGO [1].

incipaux faits contenus dans la partie systématique de notre mémoire.

Congo supérieur.	Région des Niamniam.	Congo central.	Région du Kassai.	Bas-Congo.	Total des espèces de l'État.	Bassin du Congo hors de l'État.	Niamniam (non trouvées dans l'État).
2	»	»	2	»	5	»	»
»	»	»	»	»	»	1	»
»	»	»	»	3	3	»	»
»	»	»	»	5	3	»	»
1	»	1	»	1	2	»	»
»	»	3	3	2	5	»	»
»	»	1	»	2	3	»	»
»	»	2	2	1	5	»	»
»	»	»	»	»	1	»	»
1	»	1	1	2	3	»	»
»	»	»	2	2	3	»	»
»	»	1	»	1	3	»	»
»	»	»	»	1	1	»	1
»	»	»	»	1	3	»	»
6	»	8	»	20	29	»	»
1	1	1	»	5	8	»	»
1	»	6	3	5	13	»	»
»	»	1	»	2	3	»	»
1	»	»	1	1	3	»	»
»	»	»	1	»	1	»	»
»	»	»	»	1	2	»	»
»	2	3	4	1	7	»	»
»	2	»	2	2	3	»	»
»	»	»	»	2	2	»	»
13	5	28	21	62	111	1	1

mbre d'espèces trouvées à la frontière de l'État Indépendant, mais dont la pré-
nt dit 1,036 espèces.

FAMILLES.	Espèces cultivées ou naturalisées.	Espèces endémiques.	Espèces indiquées seule-
Dichapetalaceæ.	»	»	»
Olacaceæ	»	2	»
Celastraceæ	»	»	»
Hippocrateaceæ	»	1	»
Rhamnaceæ.	»	1	»
Ampelidaceæ	»	»	»
Sapindaceæ	»	»	»
Anacardiaceæ	1	1	1
Connaraceæ.	»	14	»
Leguminosaceæ	11	6	6
Rosaceæ	»	»	»
Crassulaceæ.	»	»	»
Rhizophoraceæ.	»	»	»
Combretaceæ	»	»	»
Myrtaceæ.	»	»	»
Melastomaceæ	»	3	»
Lythraceæ	»	»	»
Onagrariaceæ	»	»	3
Samydaceæ	»	»	1
Turneraceæ	»	»	1
Passifloraceæ	»	3	»
Cucurbitaceæ	»	1	»
Begoniaceæ	»	»	»
Cactaceæ.	»	»	»
Ficoidaceæ	»	»	»
Umbelliferaceæ.	»	»	1
Rubiaceæ	1	20	2
Compositaceæ	2	4	13
TOTAUX	15	56	28

Congo supérieur.	Région des Niamniam.	Congo central.	Kassaï.	Bas-Congo.	Total des espèces de l'État.	Bassin du Congo, mais hors de l'État.	Niamniam (non trouvées encore dans l'État).
»	»	»	»	1	1	»	»
»	»	2	2	»	4	»	»
»	1	»	»	»	1	»	»
»	»	»	1	1	2	»	»
»	»	»	»	1	1	»	»
»	»	»	»	»	10	»	4
»	»	1	»	3	3	»	»
1	1	»	2	2	6	»	1
»	3	1	11	3	19	»	1
9	4	20	5	44	73	1	»
»	1	»	3	2	5	»	1
»	»	»	»	1	1	»	»
»	»	»	1	2	2	»	»
»	»	1	1	5	5	»	»
1	»	»	»	2	3	1	»
1	2	9	2	7	19	2	»
»	»	»	»	3	3	»	»
»	»	»	»	1	4	»	»
»	»	»	»	1	2	»	»
1	»	»	»	1	2	»	»
»	2	»	4	»	6	»	1
»	7	3	2	6	15	2	»
1	»	»	»	»	1	»	»
»	»	»	»	1	1	»	»
»	»	2	»	3	4	1	»
»	»	»	»	2	3	»	»
3	24	10	4	43	73	2	1
2	11	19	6	32	64	5	»
12	56	68	44	167	335	14	9

FAMILLES.	Espèces cultivées ou naturalisées.	Espèces endémiques.	Espèces indiquées seulement « Congo ».
Lobeliaceæ	»	»	»
Campanulaceæ	»	»	»
Plumbaginaceæ	»	»	»
Sapotaceæ	»	1	»
Ebenaceæ	»	»	1
Apocynaceæ	1	7	2
Asclepiadaceæ	»	8	»
Loganiaceæ	1	9	2
Gentianaceæ	»	»	»
Polemoniaceæ	»	»	»
Boraginaceæ	»	»	»
Convolvulaceæ	1	2	2
Solanaceæ	6	»	3
Scrophulariaceæ	»	5	3
Lentibulariaceæ	»	»	2
Bignoniaceæ	»	»	»
Pedalinaceæ	1	»	»
Acanthaceæ	»	9	5
Selaginaceæ	»	»	2
Verbenaceæ	»	7	»
Labiataceæ	2	21	»
Nyctaginaceæ	1	»	»
Amarantaceæ	1	»	1
Polygonaceæ	»	»	»
Podostemaceæ	»	»	»
Piperaceæ	»	»	1
TOTAUX	14	69	24

Congo supérieur.	Région des Niamniam.	Congo central.	Kassaï.	Bas-Congo.	Total des espèces de l'État.	Bassin du Congo, mais hors de l'État.	Niamniam (non trouvées encore dans l'État)
1	»	»	»	»	1	»	»
»	»	»	»	2	2	»	»
»	»	»	»	»	1	1	»
»	»	»	»	1	1	»	»
»	»	»	»	2	3	»	»
»	»	»	2	8	12	»	»
»	2	»	9	2	13	»	1
»	5	»	3	4	14	»	2
1	»	1	»	»	2	»	»
»	»	»	»	1	1	»	»
»	»	1	1	3	3	»	»
3	»	12	3	3	18	»	5
»	2	2	»	5	10	»	»
1	»	9	9	6	21	»	»
»	»	»	1	»	3	»	»
»	»	»	1	1	2	»	»
1	»	1	»	»	2	»	»
4	1	3	5	3	20	»	4
»	»	»	»	»	2	»	»
1	1	1	8	3	12	1	2
2	1	6	23	4	33	2	2
»	»	»	»	1	2	»	»
2	»	8	3	5	14	»	»
»	1	2	1	1	3	»	»
»	»	»	3	»	3	»	»
»	»	1	1	1	4	»	»
[illegible]	13	47	73	56	202	4	16

FAMILLES.	Espèces cultivées ou naturalisées.	Espèces endémiques.	Espèces indiquées seulement « Congo ».
Lauraceæ	»	»	»
Thymelæaceæ	»	6	»
Loranthaceæ	»	5	»
Euphorbiaceæ	3	19	4
Urticaceæ	2	7	»
Totaux	5	37	4
Orchidaceæ	»	3	»
Zingiberaceæ	2	7	»
Musaceæ	2	»	»
Hæmodoraceæ	»	»	»
Iridaceæ	»	»	»
Amaryllidaceæ	»	»	5
Dioscoreaceæ	1	»	1
Liliaceæ	»	7	2
Xyridaceæ	»	1	»
Commelinaceæ	»	1	»
Palmaceæ	»	»	1
Pandanaceæ	»	»	»
Araceæ	»	»	2
Eriocaulonaceæ	»	»	»
Cyperaceæ	»	9	1
Graminaceæ	5	2	15
Totaux	10	30	27
Filicaceæ	»	3	13
Rhizocarpaceæ	»	»	1
Lycopodiaceæ	»	»	»
Totaux	»	3	14

Congo supérieur.	Région des Niamniam.	Congo moyen.	Kassaï.	Bas-Congo.	Total des espèces de l'État.	Bassin du Congo, mais hors de l'État.	Niamniam (non trouvées encore dans l'État).
»	»	»	»	1	1	»	»
3	2	»	5	»	9	»	»
1	»	»	3	1	5	»	»
1	4	6	16	6	36	»	4
»	6	3	»	6	15	»	2
5	12	9	18	14	64	»	6
»	5	»	»	6	11	»	»
»	8	4	4	10	21	»	»
»	»	»	»	2	2	»	»
»	»	»	»	3	3	»	»
2	»	1	»	1	4	»	»
»	»	»	»	2	7	»	»
»	1	»	1	1	4	»	1
1	1	3	3	9	16	»	1
»	»	1	»	»	1	»	»
1	2	5	»	8	12	»	»
»	1	»	»	7	7	»	»
»	1	»	»	1	1	»	»
»	2	»	2	3	9	»	»
»	»	»	»	»	1	»	»
3	9	47	»	60	85	»	»
1	4	16	2	38	65	»	1
8	34	77	12	151	249	»	3
10	1	8	5	34	70	»	»
»	»	1	»	»	2	»	»
»	»	2	1	2	3	»	»
10	1	11	6	36	75	»	3

III.

NOTES BIOGRAPHIQUES ET BIBLIOGRAPHIQUES.

En terminant cette introduction déjà longue, c'est un devoir pour nous de dire quelques mots des principaux voyageurs dont les collections scientifiques ont servi de base à notre énumération. Ils sont au nombre de dix-huit; savoir : trois Anglais, neuf Allemands et six Belges.

C. Smith. — Christian Smith a l'honneur d'ouvrir la série. En 1816, le capitaine R. Tuckey partit d'Angleterre. Il était chargé de remonter le cours du Zaïre ou Congo, alors totalement inconnu. C. Smith et d'autres savants accompagnaient l'expédition; elle pénétra dans l'intérieur jusqu'à 90 lieues environ de l'embouchure du fleuve, en s'arrêtant sur divers points. Mais la fièvre décima brusquement le vaillant équipage: Tuckey, Smith et d'autres encore périrent victimes de leur dévouement à la science.

Toutefois les plantes de C. Smith ne furent pas perdues; un jeune jardinier anglais, Lockhart, les rapporta précieusement en Angleterre; elles furent étudiées par l'illustre R. Brown et servirent à l'élaboration du remarquable appendice à l'ouvrage publié en 1818 sous le titre de : *Narrative of an expedition to explore the River Zaïre.*

La collection de C. Smith n'était composée que de six cents plantes environ, mais elle a suffi à R. Brown pour tirer des conclusions si exactes sur la composition de la flore dans le Bas-Congo, que son mémoire, publié il y a près de quatre-vingts ans, constitue encore de nos jours un document de premier ordre.

Bien que le Bas-Congo ait été, surtout dans ces dernières années, assez bien exploré, plusieurs des plantes découvertes en 1816 n'y ont pas encore été retrouvées. Telles sont : *Rhynchosia congensis, Mussænda heinsioides, Tarenna congensis, Oxyanthus Smithii, Canthium congense, Rutidea Smithii,*

Cephaëlis congensis, Tabernæmontana durinervis, Cordia aurantiaca, etc.

Burton. — R.-F. Burton est bien connu comme explorateur. En 1858, il découvrit le lac Tanganika. Plus tard, nommé consul à la cour du roi de Dahomey, il profita de son séjour dans cette inhospitalière contrée pour faire des voyages jusqu'au Congo.

Le nom de Burton, répété à diverses reprises dans *The Flora of the Tropical Africa*, montre qu'il n'a pas négligé la botanique, et c'est avec raison qu'Oliver et Hiern lui ont dédié le *Vernonia Burtoni*.

Cameron. — V. Lovett Cameron, autre grand explorateur anglais, arriva sur les bords du Tanganika en 1874; il traversa le lac et s'enfonça dans la région formant aujourd'hui le district de Lualaba. Oliver a publié [1] un mémoire sur les plantes récoltées par Cameron; malheureusement il n'y est pas spécifié si les plantes ont été récoltées dans la partie actuellement allemande du bassin (côté oriental) ou dans la partie congolaise.

Voici la liste des espèces nouvelles pour la science dont la présence sur les territoires de l'État est encore incertaine :

Indigofera cuneata, dissitiflora et *Cameroni* Bak., *Eriosema rhynchosioides* Bak., *Gutenbergia polycephala* Oliv. et Hiern, *Kraussia congesta* Oliv., *Rhamphicarpa Cameroniana* Oliv., *Barleria limnogeton* S. Moore, *Cyclonema spinescens* Oliv., *Plumbago amplexicaulis* Oliv., *Arthrosolen glaucescens* Oliv., et *Anthericum Cameroni* Oliv.

Schweinfurth. — Le Dr G. Schweinfurth est célèbre par ses voyages au cœur du continent noir. La grande expédition partie d'Égypte en 1868, sous sa direction, traversa successivement la Nubie, les pays des Bongos, des Djurs et des Mittus, et arriva en 1870 à Munza, résidence du puissant roi de ce nom, dans le pays des Monbuttus. A son grand regret,

[1] *Enumeration of plants collected by V. Lovett Cameron in the region about Lake Tanganyika* (Journal of the Linnean Society, XV [1876], pp. 90-97).

Schweinfurth ne put avancer plus au sud et ne vit que de loin les montagnes bleues fermant l'horizon.

Le bel ouvrage de Schweinfurth, publié en 1874 sous le titre : *Im Herzen von Afrika,* est précieux par la richesse et l'exactitude de ses renseignements sur la géographie, la climatologie et l'ethnographie.

Botaniste des plus distingués, Schweinfurth a rapporté des collections de plantes fort remarquables dont l'étude se poursuit à Berlin; elles ont déjà fourni un grand nombre d'espèces nouvelles pour la science. L'éminent naturaliste allemand n'a passé que peu de semaines dans le pays des Munbuttus (aujourd'hui partie intégrante de l'État Indépendant), mais la description qu'il en donne nous le dépeint comme un pays admirable, nouveau paradis terrestre, habité malheureusement par une race anthropophage, mais à civilisation relativement avancée. Plus de cent espèces endémiques, découvertes en si peu de temps, témoignent de la richesse et de la variété de la flore. Nous ne pouvons que renvoyer à l'énumération pour plus de détails, car toutes les plantes, sans exception, citées dans notre région II, ont été découvertes par Schweinfurth.

NAUMANN. — Le botaniste Naumann accompagna l'expédition de la *Gazelle,* organisée par le gouvernement allemand pour une croisière scientifique autour du monde. En 1874, la *Gazelle* arriva à l'embouchure du Congo et Naumann fit, du 4 au 7 juillet, quelques herborisations dans les environs de Boma et à Ponta da Lenha; elles amenèrent la découverte de plusieurs espèces nouvelles fort intéressantes : *Combretum camporum, Anthocleista inermis, Alstonia congensis, Solanum Naumanni, Clerodendron congense, Ficus congensis* et *Cyperus flexifolius.*

Les plantes de Naumann ont fourni à Engler les éléments de son intéressante notice : *Beiträge zur Flora des Congogebietes* [1].

POGGE. — Le Dr P. Pogge a exploré à deux reprises une

[1] *Botanische Jahrbücher,* VIII (1887), pp. 59-68.

grande partie du bassin du Kassaï et le pays de Muata Yamvo. Dans son premier voyage, il partit de Malandsche (Congo portugais) en juillet 1875 et, en se dirigeant vers l'ouest, il passa à Kimbundo, puis dans le bassin de divers affluents (le Koango, etc., à 10° 30' lat.) de la rive gauche du Kassaï, il traversa ce dernier fleuve à la hauteur de Difunda (10° 30' lat.), la Lulua près de Cadinga, et s'avança jusqu'à Mussumba (Muata Yamvo), où il résida six mois. Il revint dans le Congo portugais en suivant le même itinéraire.

En 1880-1884, dans son second voyage, Pogge, accompagné de Wissmann, suivit le même itinéraire que la première fois jusqu'à Kimbundo; de là les explorateurs se dirigèrent vers le nord, le long de la Tschikapa, puis, passant par Kikassa, ils atteignirent le Kassaï vers 6° 45' lat. et se dirigèrent alors sur Luluabourg. Ils traversèrent encore le Lubilasch, le Lomami, le Lufubu et atteignirent enfin Nyangwé sur le Congo.

De Nyangwé, Pogge revint seul à Mukenge (près de Luluabourg), où il résida de juin 1882 à novembre 1883 et d'où il a rapporté de précieuses collections, puis à Saint-Paul de Loanda, où il mourut de la fièvre l'année suivante.

Deux des cinq genres endémiques de la flore congolaise ont été dédiés à Pogge (*Poggea* et *Poggeophyton*), et c'est là un hommage bien mérité, car les collections qu'il a réunies au prix de tant de difficultés ont déjà fait connaître plus de cent espèces endémiques.

Les plantes de Schweinfurth, de Pogge, celles de Buchner et des autres voyageurs allemands sont étudiées, sous la direction du Dr Engler, par le personnel du Jardin botanique de Berlin; elles ont largement servi à l'élaboration d'une série de mémoires, en cours de publication depuis 1892, dans les *Botanische Jahrbücher*, sous le titre de *Beiträge zur Flora von Afrika*.

Buchner. — En 1878-1880, le Dr Buchner fit aussi un grand voyage d'exploration dans la région du Kassaï. Jusqu'à Kimbundo, il suivit l'itinéraire de Pogge; de là il se porta vers le nord-est sur Mussumba (Muata Yamvo), il visita plusieurs des

affluents du Kassaï et franchit même ce dernier fleuve. Il resta six mois dans ces parages, puis revint, à la fin de 1880, dans le Congo portugais en passant par le fleuve Koango et les localités de Kassandsche et Malandsche. Les *Anthocleista Buchneri*, *Æolanthus Buchnerianus* et *Loranthus Buchneri*, et bien d'autres espèces curieuses ont été découvertes dans ce voyage.

Von Mechow et Teusz. — Le major von Mechow, accompagné de Teusz comme collecteur, partit de Saint-Paul de Loanda en janvier 1880 et, après de fructueuses explorations dans l'Angola, pénétra dans l'État Indépendant par la vallée du Koango, passa à Muene Putu Kassongo et s'avança jusqu'à Kingunchi. Il revint à son point de départ par la même voie. Si ce voyage a surtout été utile pour la connaissance de la flore de l'Angola, il n'a pas été sans amener des résultats intéressants pour le Congo, à preuve la découverte des *Buchnera quangensis*, *Cycnium Buchneri*, *Clerodendron Buchneri* (dédiés à Buchner bien que trouvés par von Mechow et Teusz), *Clerodendron grandifolium*, *Orthosiphon retinervis*, *Coleus membranaceus*, *Dicræa quangensis*, *Hydrostachys Bismarckii* et *Hydrosme Teuszii*.

Büttner. — Le Dr R. Büttner, dans un grand voyage d'exploration, de 1884 à 1886, parcourut le Bas-Congo et se rendit ensuite à San-Salvador (Congo portugais), puis il rentra dans l'État Indépendant au nord de San-Salvador, en se dirigeant vers l'est d'abord, puis vers le sud, résida un certain temps chez le Muene Putu Kassongo; il suivit alors le Koango jusqu'au Muene Sunko; de là il repartit vers le nord-ouest et arriva enfin à Kimpoko, sur le Stanley-Pool, d'où il remonta le Congo en bateau à vapeur jusqu'à Équateurville; les points qu'il a plus spécialement explorés sont : la ville du Muene Putu Kassongo, Tondoa-Vivi, Kimpoko, Msuata, Bolobo, Lukolela et Équateurville.

Explorateur, géographe et botaniste distingué, le Dr Büttner a étudié et déterminé lui-même une grande partie de ses récoltes qu'il a fait connaître dans plusieurs mémoires d'un haut intérêt dont on trouvera les titres dans l'annexe à ce cha-

pitre. Dans l'un d'eux, *Einige Ergebnisse meiner Reise in West-afrika*, il a donné une énumération soignée des plantes du Gabon, du Congo et des environs de San-Salvador (Congo portugais). Des quatre cent quarante-quatre plantes citées, deux cent quarante-six proviennent de l'Etat Indépendant.

Parmi les espèces les plus remarquables découvertes par Büttner, il faut citer : *Buchnerodendron speciosum, Kosteletzkia Buettneri, Olax Aschersoniana, Zizyphus espinosus, Milletia baptistarum, Lonchocarpus subulidentatus, Sabicea Schumanniana* et *Kolbeana, Leptactinia Leopoldi II, Pouchetia Baumanniana, Geophila Aschersoniana, Buchnera Reisseana, Acanthus majaccensis, Pseuderanthemum Ludovicianum, Justicia Garckeana. Vitex camporum, Xyris congensis, Scirpus Buettnerianus* et *Pennisetum reversum.*

Pechuel-Loesche. — Voyageur allemand, connu par d'importantes explorations et publications sur le Loango, remplaça pendant quelque temps Stanley au Congo. Son séjour dans l'État lui a fourni les éléments d'un essai très précieux : *Amtlicher Bericht und Denkschriften über das belgische Congo-Unternehmen.*

Ledien. — Vers 1886, Ledien a résidé à Vivi comme chef de cultures. Il a récolté un certain nombre de Lichens étudiés par Stein et plusieurs Phanérogames remarquables dont deux ont reçu son nom : *Strophanthus* et *Scilla Ledieni.*

Deux explorateurs étrangers méritent encore une mention : Welwitsch et Monteiro. Le premier, Autrichien d'origine, entreprit vers 1855 l'exploration botanique de l'Angola et il réunit des collections qui n'ont, pour l'Afrique tropicale, que celles de Schweinfurth comme rivales. Il est regrettable qu'un collecteur aussi actif et un observateur aussi pénétrant n'ait qu'effleuré le Bas-Congo.

C'est aussi dans le Bas-Congo que le Portugais Monteiro a fait quelques courses à l'occasion de son exploration de l'Angola, mais ses collections semblent n'avoir été que peu étudiées. La relation de son voyage : *Angola and the river Congo*, ne manque pas d'intérêt.

Tous les explorateurs dont nous venons de résumer les voyages sont étrangers. Franz Hens, l'artiste peintre bien connu, a l'honneur d'ouvrir la série des Belges [1].

Hens. — Fr. Hens arriva dans le Bas-Congo dans le courant de septembre 1887. Tout en prenant de nombreux croquis de paysages, il herborisa successivement à Boma, Lutété, Léopoldville, au Stanley-Pool, à Bolobo, Équateurville et dans le pays des Bangala. Il avait espéré pousser une pointe jusqu'aux Stanley-Falls : la situation troublée d'alors l'en empêcha. Nous croyons qu'on lira avec intérêt quelques passages d'une lettre qu'il nous a écrite; ils font bien saisir les obstacles sans nombre rencontrés par les collecteurs de plantes en pays tropicaux :

« Je suis heureux d'apprendre que les plantes que j'ai recueillies au Congo, bien que très incomplètes et récoltées dans des conditions bien difficiles, ont quelque valeur. Quand je dis qu'elles ont été récoltées dans des conditions difficiles, je tiens à fixer votre attention sur la date de mon exploration (1887 et 1888) d'abord, et ensuite sur mon peu de connaissances en fait de botanique et la nécessité où je me trouvais d'assumer tout le travail sans aide ni appui de qui que ce soit. A l'époque de mon exploration, le voyageur ne trouvait pas sur sa route le grand nombre de stations et factoreries qu'il y trouverait à présent, ni les multiples moyens de transport, et pour lui et pour ses collections; de plus, j'ai dû rebrousser chemin à la station des Bangalas parce que, par suite de la (première) révolte des Arabes, qui avaient attaqué et détruit la station des Stanley-Falls, le fleuve en amont de Bangala était fermé et défendu aux étrangers; il me restait, il est vrai, le

[1] Peut-être serait-il plus exact de dire que c'est le capitaine Storms qui a eu cet honneur. En effet, nous possédons au Jardin de Bruxelles un petit herbier fort intéressant formé à Karéma en 1882 par ce brillant officier. Mais par suite des traités, la côte orientale du lac Tanganika ayant cessé d'appartenir à l'État, nous n'avons pu comprendre ces plantes dans notre énumération.

Kassaï et l'Oubanghi, mais de ces deux rivières l'une était quasi inconnue et l'autre si peu visitée que le ravitaillement ne se faisait qu'une ou deux fois par an, et pour y pénétrer il aurait fallu organiser des expéditions coûteuses qui n'étaient pas à la portée de mes moyens, car (soit dit en passant) j'ai dû supporter tous les frais de mes voyages au Congo.

» Je suis donc rentré avec l'espoir bien arrêté de reprendre plus tard le chemin de l'Afrique et de continuer mes explorations, autant botaniques qu'artistiques, mais le malheur a voulu que jusqu'ici l'occasion m'ait manqué de satisfaire ce désir; toutefois je ne désespère pas et pense réussir tôt ou tard.

» Pour en revenir à mes plantes, beaucoup sans doute sont pauvrement représentées, et pouvait-il en être autrement? Ne perdons pas de vue les difficultés sans nombre inhérentes à des explorations dans ces pays sauvages, au climat inhospitalier. Que de plantes gâtées par les tornados qui vous assaillent si fréquemment en route et qui trempent, vous, vos bagages et vos collections! Que de collections perdues, mouillées et pourries par suite de la coupable insouciance des porteurs noirs en passant les nombreux torrents ou en traînant vos paquets dans la boue! Que de travail perdu après une couple de jours de maladie qui vous a empêché de donner les soins nécessaires à vos collections, etc.!

» Par suite des pertes faites pour ces motifs, il m'a été impossible de distribuer plus de trois cents échantillons à la plupart de mes souscripteurs, quoique, en réalité, j'en eusse recueilli bien plus du double. Beaucoup n'étaient plus représentés que par un ou deux spécimens tout au plus. »

Les plantes de Hens se trouvent réparties dans les herbiers des Jardins de Bruxelles, de Kew, de Leyde et de Zurich, et dans les herbiers particuliers Boissier-Barbey, Hue et Vallot.

Hens a accordé une attention spéciale aux Cypéracées, et c'est grâce à ses recherches que cette famille occupe dans notre *Essai* le premier rang pour l'importance numérique. La science lui doit les *Pycreus subtrigonus, Cyperus congensis, C. mapa-*

nioides et *Mariscus luridus*, ainsi que les *Tristemma leiocalyx* et *Dissotis Autraniana*.

Plusieurs plantes (*Dissotis Hensii, Cyperus Hensii*) rappelleront toujours la place distinguée que Hens occupe dans l'histoire de la botanique congolaise.

Nous ne possédons que bien peu de renseignements sur la flore du Congo supérieur : une centaine de plantes tout au plus, rapportées par MM. Briart, J. Cornet et Descamps. Ces explorateurs accompagnèrent les expéditions belges au Katanga en 1890-1892 [1].

BRIART. — Le Dr Briart fit partie de l'expédition Delcommune. Elle quitta Kinchassa (Stanley-Pool) le 17 octobre 1890, remonta le Congo, puis le Lomami jusqu'à Bena-Kamba; elle repartit de ce dernier point le 30 janvier 1891 et, passant par N'Gongo Lutita (3 mai), Lupungu (8 juin), Kilemba Museya (19 juillet), le lac Kassali (27 août), Kayombé (7 septembre), atteignit enfin, le 6 octobre 1891, Bunkeia, au cœur du Katanga.

Après avoir séjourné douze jours à Bunkeia et vingt jours au poste de Lovoï (Lofoï), le 20 décembre, l'expédition se trouvait à Mussima sur le Lualaba; elle descendit la rivière en canot; le 11 avril, après avoir dépassé le village de Kazembé, l'expédition se trouva brusquement arrêtée aux chutes de Nzilo. « Une chaîne de montagnes de 300 mètres de hauteur y barre perpendiculairement le fleuve, qui ne la franchit que par une entaille de 20 à 30 mètres de large et dès lors roule avec violence dans un étroit couloir sur une étendue de 76 kilomètres, en descendant d'un bout à l'autre une différence de niveau de plus de 500 mètres. » Il fallut renoncer à suivre la Lualaba, et, après une marche pénible et des privations sans nombre, l'expédition rentra à Bunkeia, le 8 juin [1].

[1] Nous renvoyons pour plus de détails au remarquable travail de M. DU FIEF, *Les expéditions belges au Katanga* (BULL. SOC. ROYALE BELGE DE GÉOGRAPHIE, XVII [1893], pp. 105-163). Nous saisissons l'occasion de remercier le savant secrétaire de la Société de géographie pour le précieux concours qu'il nous a donné.

Delcommune et Briart repartirent le 11 juillet 1892, pour se rendre au lac Moëro, puis au Tanganika. Nous n'avons vu aucune plante récoltée dans cette seconde partie de leur itinéraire; aussi noterons-nous seulement quelques points de repère pour leur retour : N'Gongo Lutita (19 décembre 1892), Lusambo (7 février 1893). La descente du Sankuru se fit en pirogue; celle du Kassaï, en bateau à vapeur, et le 5 février 1893, Delcommune et Briart rentrèrent à Kinchassa, qu'ils avaient quitté le 17 octobre 1890.

DESCAMPS. — Le lieutenant (maintenant capitaine) Descamps accompagna comme commandant en second le lieutenant Paul Le Marinel au Katanga. L'expédition partit le 23 décembre 1890 de Lusambo, remonta la rive droite du Lubi sur un parcours de 165 kilomètres, puis tourna vers le sud-est. Le 26 janvier 1891, elle arriva à Muzembé (7° 19' lat.); le 17 février, elle franchit le Sankuru, atteignit les sources du Lomami (1150 m. d'alt.), le pays de Samba et enfin se trouva dans un pays montagneux s'élevant graduellement jusqu'à l'altitude de 1500 mètres, et fit son entrée à Bunkeia le 18 avril, six mois avant l'arrivée de Delcommune et de Briart. Le 11 juin, Le Marinel et Descamps reprirent la route de Lusambo, où ils rentrèrent heureusement le 11 août 1892.

Descamps a rapporté de ce voyage une petite, mais fort intéressante collection de plantes sèches dont il a fait don au Jardin botanique de l'État. Jointes à celles, en petit nombre malheureusement, qui ont été rapportées par Briart et Cornet, elles suffisent pourtant pour indiquer, dès à présent, que la partie austro-orientale de l'État (Congo supérieur) présente une flore sensiblement différente des autres régions.

Le capitaine Descamps, après un court séjour en Belgique, est reparti en 1893 pour le Congo, envoyé au secours du capitaine Jacques, cerné par les Arabes. Parti de Blantyre, il a traversé le Nyassaland, le Karonga, le Katanga et a réussi à mener à bonne fin sa glorieuse, mais dangereuse mission. Un certain nombre de plantes récoltées par le courageux officier sont déjà parvenues en Belgique et ont été étudiées par

M. Alfr. Dewèvre [1]. Plusieurs espèces ont été dédiées au vaillant officier, entre autres le *Duvernoya Descampsii*.

J. Cornet. — Le Dr Jul. Cornet, préparateur à l'Université de Gand, fit partie de l'expédition Bia-Franqui. Celle-ci quitta Lusambo le 10 novembre 1891, traversa la crête de partage (alt. 900 m.) du Luembé et du Lomami, puis la ligne de partage (alt. 1133 m.) entre le bassin du Lomami et celui du Lualaba. Le 10 janvier 1892, elle était en vue des lacs Kabelé et Mulenda ; elle arriva le 30 janvier à Bunkeia.

A Bunkeia, l'expédition se divisa et rayonna dans diverses directions (lac Moëro, lac Bengwelo, Tchilanito). Réunie de nouveau à N'tenké, où le vaillant Bia mourut le 30 août, l'expédition repartit sous la direction du lieutenant Franqui. Après avoir exploré la Lufila (Lufira) et la région comprise entre cette rivière, le Luapula et le Lufubo, elle suivit le Lualaba depuis sa source jusqu'au 9e parallèle, explora une grande partie du Lubudi, traversa le plateau des Sambas, côtoya la crête entre le Luembé et le Lubichi, arriva à M'Pafu le 17 décembre et rentra enfin, le 10 janvier 1893, à Lusambo.

M. J. Cornet a fait d'importantes observations géologiques pendant son séjour au Congo et formé un petit herbier, dont plusieurs espèces étaient nouvelles pour la science.

Demeuse. — Fern. Demeuse est une figure bien connue dans le petit groupe des explorateurs belges. Voyageant, en 1891, 1892 et 1893, pour le compte des grandes sociétés commerciales, il a trouvé le temps de récolter, notamment pendant son second voyage, en 1892-1893, un grand nombre de plantes intéressantes, surtout dans le Bas-Congo, à Kinchassa, au lac Léopold II, où il a découvert un *Copaifera* nouveau et extrêmement curieux, et dans les bassins de l'Ikata, du Sankuru et du Kassaï. Sa collection ne comptait pas moins de 1200 numéros, mais elle a été en grande partie perdue par la destruction d'un canot entraîné dans des rapides. La partie

[1] *Liste de plantes récoltées au Congo et au Nyassaland* (Bull. de la Soc. royale de bot. de Belgique, XXXIII [1894], 2e partie, pp. 96-108).

sauvée comprend beaucoup de plantes d'un haut intérêt scientifique, telles que *Pittosporum bicrurium, Strophanthus Demeusei, Cercestis congensis*, etc.

LAURENT (ÉM.). — En 1893, le distingué professeur de l'Institut agricole de l'État, à Gembloux, parcourut, pendant quatre mois, le Bas-Congo et surtout le Mayombé. Bien que chargé d'une mission agricole, Laurent n'oublia pas qu'il est avant tout botaniste, et malgré le peu de temps dont il disposait, il a rapporté une collection de trois cents plantes, comprenant, entre autres, une série de Fougères du plus haut intérêt. Grâce à lui, le chiffre des Filicacées du Congo a monté de douze, et parmi elles se trouvaient deux espèces nouvelles pour la science, dont un *Asplenium* fort singulier, auquel notre savant et regretté ptéridologue Bommer a donné le nom de *A. Laurentii.*

Le voyage de Laurent a encore fait connaître beaucoup d'autres espèces intéressantes; elles ont été spécialement étudiées par le Dr Alfr. Dewèvre, chargé maintenant d'une mission scientifique au Congo.

A notre connaissance, cinq personnes s'occupent actuellement de former des collections botaniques au Congo, savoir : P. Dupuis, Bentley, Ern. et Alfr. Dewèvre et le R. P. Butaye.

Le lieutenant P. Dupuis est parti au Congo depuis juillet 1893. Cette même année, le Jardin botanique reçut de cet officier, par l'intermédiaire du gouvernement de l'État Indépendant, deux petits paquets de plantes, puis les envois cessèrent. Il y a quelques mois, notre ami nous a écrit que tout son herbier avait été capturé par les indigènes, mais qu'il espérait rentrer bientôt en possession de son bien.

Les plantes récoltées en 1893 provenaient du Mayombé; elles ont fourni une espèce nouvelle de Composée à laquelle le Dr Klatt, le spécialiste allemand, a donné avec raison le nom de *Vernonia Dupuisii.*

Le missionnaire protestant anglais Bentley, résidant à Lutété (Bas-Congo), s'occupe de former des collections de plantes sèches. En 1893, il a bien voulu nous promettre que le Jardin

botanique de Bruxelles ne serait pas oublié lors de la distribution. Nous avons pris bonne note de cette promesse. Lutété paraît avoir une flore variée, à en juger par les récoltes de F. Hens, en 1887-1888.

Ern. Dewèvre, retourné au Congo depuis peu de mois, a fait tout récemment un envoi de plantes, non encore étudiées, du Congo central.

Alfr. Dewèvre, docteur en sciences naturelles, après s'être bien préparé par l'étude des collections de plantes sèches du Congo, réunies à Bruxelles, à Berlin et à Paris, est parti, le 6 juin 1895, pour le Congo, où il consacrera deux années à un grand voyage d'exploration botanique.

Le R. P. Butaye est parti le 6 juillet 1895 pour Léopoldville, où il demeurera. Botaniste hollandais actif, auteur d'une bonne florule du Brabant septentrional, il pourra faire de précieuses trouvailles dans la région si riche du Stanley-Pool.

Indirectement, le Jardin botanique a encore reçu quelques plantes de M. Charmanne, du capitaine Duchesne et de plusieurs autres personnes ayant résidé au Congo.

Dans l'*Énumération* qui forme la deuxième partie de ce Mémoire,

les espèces non indigènes sont en petites majuscules.;

les espèces endémiques sont précédées d'une †;

l'astérisque (*) précède les espèces trouvées sur la frontière, mais dont la présence dans l'État est encore incertaine.

Qu'il nous soit permis aussi de remercier plusieurs monographes de leur savante collaboration. Par l'examen des familles dont ils ont bien voulu se charger, on verra combien leur concours nous a été utile. Ce sont : MM. C.-B. Clarke (*Commelinaceæ* et *Cyperaceæ*), Alfr. Cogniaux (*Cucurbitaceæ* et *Melastomaceæ*), E. Hackel (*Graminaceæ*) et P. Taubert (*Leguminosaceæ*).

Notre regretté collègue, J.-E. Bommer, avait commencé l'étude des Fougères congolaises; elle a été achevée par le Dr Christ, de Bâle.

ANNEXE.

Liste des ouvrages ou mémoires renfermant des renseignements précis sur la flore congolaise.

ASCHERSON (P.), *Ueber Schweinfurth's eingetroffene reiche Sendung aus dem Niam-Niam- und Monbuttuland mit wichtigen Sämereien* (Sitzungsber. Ges. naturf. Fr. Berlin [1871], pp. 38 et 39).

— *Ueber Schweinfurth's botanische Schilderung der Niam-Niam- und Monbuttuländer, besonders über ein neues* Platycerium *auf Bäumen* (Sitzungsber. Ges. naturf. Fr. Berlin [1871], pp. 17 et 18).

— *Vegetationscharakter und Nutzpflanzen der Niam-Niam- und Monbuttuländer.* Mitgeteilt nach einem grösseren Bericht Dr. G. Schweinfurth's (Zeitschr. Ges. Erdkunde Berlin, VI [1871], pp. 234-248).

— *Ueber afrikanische von P. Pogge und H. Soyaux gesammelte Pflanzen* (Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb., XX [1878], pp. XXXIV-XXXVII).

BROWN (ROB.), *Observations, systematical and geographical, on the Herbarium collected by Professor Christian Smith in the vicinity of the Congo, during the expedition to explore that river under the command of Captain Tuckey in the year 1816.* (Appendice à l'ouvrage *Narrative of an expedition to explore the river Zaïre.* London, 1818, pp. 420-485).

Travail le plus ancien et le plus remarquable publié sur le Bas-Congo.

BUCHNER (M.), *Ueber seine Reise in das Lundareich (1879-1882)* (Verh. Ges. Erdkunde Berlin, IX [1882], pp. 77-103).

— *Ueber den Naturcharakter des südwestafrikanischen Hochplateau's zwischen 7° und 10° s. Br.* (Ausland, LVI [1883], pp. 847-850).

— *Die Buchner'sche Expedition* (Mitt. Afrik. Ges. Berlin, I [1878-1879], pp. 12, 82, 133 et 222; II [1880-1881], pp. 44, 129 et 157; III [1881-1883], pp. 1, 82, 88 et 224. Mit Karte).

Bultot (Hyac.), *La flore du Congo*. 1895, 36 pages (Journ. de pharmacie de Liége [1895], livraisons de février-mai).

L'auteur passe en revue systématiquement toutes les espèces indiquées au Congo dans les récits des voyageurs : dans ce relevé figurent bien des espèces que nous n'avons pas cru devoir comprendre dans notre Énumération, jusqu'à plus ample informé. L'auteur lui-même nous a recommandé la prudence, car, dit-il, « certaines espèces ont peut-être été mal déterminées et sont destinées à être rayées dans un avenir plus ou moins rapproché ».

Büttner (R.), *Ueber seine Reise von S. Salvador zum Quango und zum Stanley-Pool* (Verh. Ges. Erdkunde Berlin, XIII [1886], pp. 300-302).

— *Ueber die Uferflora des Congo* (Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb., XXVIII [1886], pp. II et III).

— *Einige Ergebnisse meiner Reise in Westafrika in den Jahren 1884-1886, insbesondere des Landmarsches von San Salvador über den Quango nach dem Stanley-Pool* (Mitt. Afrik. Ges. Berlin, V, pp. 186-271). Mit 2 Karten.

Ce mémoire constitue un travail remarquable, riche en observations; il contient un catalogue intéressant de plantes du Gabon et du Congo.

— *Die Büttner'sche Congoexpedition* (Mitt. Afrik. Ges. Berlin, IV [1883-1885], pp. 274, 309, 314, 369 et 395; V [1889], p. 2).

— *Neue Arten von Guinea, dem Congo und dem Quango* (Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb., XXXI [1889], pp. 64-96; XXXII [1890], pp. 35-54).

— *Reisen im Kongolande*. Leipzig, 1890; in-8°, mit 1 Karte.

Dewèvre (Alfr.), *Les plantes utiles du Congo*. 1894, in-8°, 60 pages (Bull. Soc. royale belge de géographie, XVIII [1894], pp. 6-33 et 97-127).

— *Liste de plantes récoltées au Congo et au Nyassaland* (Bull. Soc. royale de bot. de Belgique, XXXIII [1894], 2e partie, pp. 96-108).

Cette liste contient cent treize espèces, dont soixante-deux proviennent du Congo, et parmi celles-ci dix espèces sont nouvelles pour la science.

De Wildeman (Ém.), *Quelques mots sur la flore algologique du Congo*, XXVIII (1889), 2e partie, pp. 6-10.

Dans cet essai, l'auteur fait connaître une vingtaine d'Algues congolaises.

DUPONT (ÉD.), *Lettres sur le Congo.* 1 vol. in-8° de 724 pages.

Le savant directeur du Musée d'histoire naturelle a recueilli beaucoup de notes intéressantes, surtout sur les Palmiers et les plantes cultivées. Les chapitres XX et XXI de son livre seront toujours lus avec grand profit par les botanistes.

ENGLER (A.), *Beiträge zur Flora von Afrika.*

Sous ce titre, le savant directeur du Jardin botanique de Berlin, aidé des membres de son personnel, a commencé, à partir du tome XIV (1892) des *Botanische Jahrbücher*, la publication d'une série remarquable de mémoires sur l'Afrique tropicale, dans lesquels beaucoup d'espèces du Congo ont été décrites pour la première fois.

— *Beiträge zur Flora des Congogebietes*, VIII (1887), pp. 59-68.

LAURENT (ÉM.), *Le Bas-Congo, sa flore et son agriculture.* Bruxelles, 1894, in-8°, 20 pages (Bull. Soc. royale de bot. de Belgique, XXXIII [1894], 2e partie, pp. 38-56).

Dans notre article géo-botanique sur le Bas-Congo, nous avons déjà eu l'occasion de signaler cette remarquable étude.

MARCHAL (ÉM.), *Sur quelques champignons nouveaux du Congo* (Bull. Soc. belge de microscopie, XX [1894], pp. 259-271. Avec 1 planche.

Cette notice donne les descriptions et les figures de six espèces nouvelles.

MÜLLER (C.), *Musci Schweinfurthiani in itineribus duobus in Africam centralem per annos 1868-1871 collecti, determinati et expositi* (Linnæa, XXXIX [1875], pp. 325-474).

Ce travail comprend beaucoup d'espèces récoltées soit dans l'État Indépendant, soit dans les régions limitrophes.

PECHUEL-LOESCHE, *Kongoland* (pp. 361-392 et 456-469).

— *Die Vegetation am Kongo bis zum Stanley-Pool* (Ausland, 1886, pp. 381 et 405).

POGGE (P.), *Briefe an den Vorstand der Afrikanischen Gesellschaft d. d. Mona Cadinga und Lulua, 3. Mai 1876, und Malange, 8. October 1876* (Verh. Ges. Erdkunde Berlin, III, pp. 193 et 237).

— *Das Reich und der Hof des Muata Jamvo* (Globus, XXXII [1877], pp. 14 et 28).

POGGE (P.), *Itinerar von Kimbundo bis Quizimane, dem Mussumba oder der Residenz des Muata Jamvo, und weiter östlich bis Inchibaraka, vom 16. September bis 28. Februar 1876* (Zeitschr. d. Ges. f. Erdkunde Berlin, XII [1877], pp. 199-209).

— *Im Reiche des Muata Jamvo. Tagebuch meiner im Auftrage der deutschen Gesellschaft zur Erforschung Aequatorialafrika's in die Lundastaaten unternommenen Reise.* Berlin, 1880, in-8°. Mit Karte.

— *Die Pogge-Wissmann'sche Expedition* (Mitt. Afrik. Ges. Berlin, II [1880-1881], pp. 3, 121, 134 et 251; III [1881-1883], pp. 68, 84, 146, 216 et 248; IV [1883-1885], pp. 29, 117, 179 et 228).

— *Die Quangoexpedition des Major v. Mechow* (Mitt. Afrik. Ges. Berlin, II [1880-1881], pp. 155 et 228).

V. MECHOW, *Bericht über die von ihm geführte Expedition zur Aufklärung des Kuangostromes (1878-1881)* (Verh. Ges. Erdkunde Berlin, IX [1882], pp. 475-489).

SCHWEINFURTH (G.), *Ueber das Vorkommen des Malaguettapfeffers* (Xylopia æthiopica A. Rich.) *im Niamniamlande* (Sitzungsber. Ges. naturf. Fr. Berlin [1872], pp. 94 et 95).

— *Vegetationsskizzen, botanische Berichte* (Bot. Zeit., 1870 et 1871).

— *Tagebuch einer Reise zu den Niam-Niam und Monbuttu, 1870* (Zeitschr. Ges. Erdkunde Berlin, VII [1872], pp. 485-497). Mit Karte.

— *Im Herzen von Afrika. Reisen und Entdeckungen im centralen Aequatorialafrika während der Jahre 1868-1871.* 2 Bände. Leipzig, 1874, in-8°.

Cet ouvrage, d'un si puissant intérêt narratif et scientifique, a été traduit en français par Mlle H. LOREAU, sous le titre : *Le cœur de l'Afrique.* 2 vol. in-8°. Paris, 1875.

STEIN (B.), *Ueber afrikanischen Flechten* (Jahresb. schles. Ges. für vaterländ. Cult., 1888, pp. 139 et suiv.).

WISSMANN (H.), *Unter deutscher Flagge quer durch Afrika von West nach Ost von 1880-1883 ausgeführt von P. Pogge und H. Wissmann.* Berlin, 1880, in-8°.

DICOTYLEDONES.

RANUNCULACEÆ.

1. CLEMATIS L.

C. chrysocarpa Welw. mss. ex Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 5 et in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 25 t. 1; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 2.

C. villosa DC. subsp. — O. Ktze in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXVI (1885) p. 174. — Le type n'est signalé que dans l'Angola. La variété *stipulata* (O. Ktze) Durand et Schinz, se rencontre dans le Haut-Nil.

— — var. **Poggei** (O. Ktze) Durand et Schinz *loc. cit.* I 2 (1895) p. 2.

C. villosa DC. subsp. *chrysocarpa* O. Ktze var. — O. Ktze *loc. cit.* XXVI (1885) p. 174.

Rég. IV : Massumba (Pogge).

C. glaucescens Fresen. in *Mus. Senckenb.* II (1837) p. 268; Walp. *Repert. bot.* I p. 4; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 3.

C. orientalis L. var. — Engl. *Hochgebirgsfl. trop. Afr.* (1892) p. 217.

C. orientalis L. subsp. *Wightiana* O. Ktze var. — O. Ktze in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXVI (1885) p. 125.

Rég. I : Katanga (Descamps).

Distrib. : Abyssinie, Natal.

C. scabiosifolia DC. *Syst. nat.* I (1818) p. 174 et *Prodr. regn. veget.* I p. 7; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 6.

C. villosa DC. subsp. — O. KTZE in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1885) p. 174.

Congo (Buchn.).

DISTRIB. : Angola.

C. spathulifolia (O. Ktze) Prantl in *Bot. Jahrb.* IX (1888) p. 258; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 6.

C. villosa DC. subsp. — O. KTZE in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXVI (1885) p. 174.

Rég. IV : Koango (Pogge).

DISTRIB. : Angola (var. *Teuszii*).

2. DELPHINIUM L.

D. dasycaulon Fresen. in *Mus. Senckenb.* II (1837) p. 272; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 11; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 29.

Rég. I (?) : vallée du Bulechi (Descamps).

DISTRIB. : Abyssinie.

Species dubiæ.

Obs. Johnston a indiqué avec doute le *Ranunculus pinnatus* Poir. dans le Bas-Congo, et Oliver rapporte, avec doute aussi, au *Clematis simensis* Fresen. un échantillon récolté par C. Smith dans la même région.

DILLENIACEÆ.

3. TETRACERA L.

***T. alnifolia** Willd. (non DC.) *Sp. pl.* II (1800) p. 1243; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 12; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 32.

T. obovata et *senegalensis* DC. *Syst. nat.* I (1818) p. 401.

T. scabra Hook. f. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 203.

Embouchure du Congo à Shark Point, 7 sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Afr. trop. occid. (de la Sénégambie à l'Angola).

ANONACEÆ.

4. XYLOPICUM P. Br.

X. æthiopicum (Dunal) O. Ktze *Revis. Generum* I (1891) p. 8; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 42.

Unona — DUNAL *Anonac.* (1817) p. 113.

Uvaria — GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 9.

Habzelia — A. DC. *Mém. Anonac.* (1832) p. 31.

Hablitzia — HOOK. F. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 206.

Xylopia — A. RICH. *Fl. de Cuba* (1853) p. 53 in obs.; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 39; VALLOT in *Bull. Soc. bot. Fr.* XXIX (1882) p. 218.

X. undulata P. BEAUV. *Fl. d'Oware* I (1804) t. 16 (fruct. sol.).

Unona — DUNAL *loc. cit.* (1817) p. 111 (fruct. sol.); DC. *Syst. nat.* I p. 494 et *Prodr. regn. veget.* I p. 9.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. bor.

X. Dunalianum (Vallot) Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 (1895) p. 42.

Xylopia — Vallot in *Bull. Soc. bot. Fr.* XXIX (1882) p. 219.

Unona acutiflora Dunal *Anonac.* (1817) p. 116 t. 32 (fruct. excl.); DC. *Syst. nat.* I p. 498 et *Prodr. regn. veget.* I p. 92.

Cœlocline — A. DC. *Mém. Anonac.* (1832) p. 32 t. 5 *g* (fruct. excl.).

Xylopia — A. Rich. (non Benth. nec Oliv.) *Fl. de Cuba* (1853) p. 55 in obs. (fruct. excl.).

X. parviflora Benth. in *Trans. Linn. Soc.* XXIII (1862) p. 479; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 31.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Niger.

X. odoratissimum (Welw.) O. Ktze *Rev. Gen.* I (1891) p. 8; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 (1895) p. 43.

Xylopia — Welw. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 31.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Angola.

MENISPERMACEÆ.

5. CHASMANTHERA Hochst.

C. strigosa (Miers) Baill. in *Adansonia* V (1864-65) p. 364; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 45.

Jateorhiza — Miers in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 213.

Cocculus (?) *macranthus* Hook. f. *loc. cit.* (1849) p. 213 t. 18 (icon. mal.), et *Icon.* pl. VIII t. 759.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Fernando-Po.

6. SYNCLISIA Benth.

S. scabrida Miers in *Ann. nat. hist.* ser. 3 XX (1867) p. 171 et *Contrib. to Bot.* III p. 371; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 49; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 46.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Bas-Niger.

7. CISSAMPELOS L.

C. Pareira L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1031; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 100; Descourtilz *Fl. des Antilles* III p. 201; Nees *Pl. officin.* t. 365; Spach *Hist. des végét.* (atlas) t. 87; Hook. f. et Thoms. *Fl. Ind.* I p. 198 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 103; Eichl. in Mart. *Fl. Brasil.* XIII 1 p. 188; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 45; Bentl. et Trim. *Medic. Pl.* I t. 15.

C. mucronata A. Rich. in Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 11.
C. Vogelii Miers in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 214.
C. macrostachya Klotzsch in Peters *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 172.

Le type n'est pas signalé au Congo.

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze) et à Natal; Asie et Amérique trop. Cosmopolite dans les régions chaudes.

— — var. **owariensis** Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 45; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 51.

C. owariensis P. Beauv. ex DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 100.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Lagos, Fernando-Po, Bas-Niger.

C. **Pareira** var. **zairensis** Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 (1895) p. 52.

C. zairensis Miers *Contrib. to Bot.* III (1871) p. 189.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

NYMPHÆACEÆ.

8. NYMPHÆA L.

N. **Lotus** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 511; *Bot. Mag.* (1810) t. 1280 et (1811) t. 1364; P. Beauv. *Fl. d'Oware* II p. 50 t. 88; Hook. f. et Thoms. *Fl. Ind.* I p. 241 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 114; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 52; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 56.

N. dentata Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 249.

Rég. III : pays des Bangala, 1888 (Hens sér. C n° 137).
Rég. V : Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent n° 44).

Distrib. : Europe mérid., Inde et archip. Malais, Afrique bor. et trop., Madagascar.

— — var. **lata** Casp. in Miq. *Ann. Mus. Lugd.-Bat.* p. 248.

— — subvar. **parcepubescens** Casp. in Engl. *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 60.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

N. **cœrulea** Savign. *Décad. pl. Égypt.* III (1799) p. 74; *Bot. Mag.* (1802) t. 552 et (1852) t. 4647; Spach *Hist. des végét.* (atlas) t. 87; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* I 2 p. 55.

N. stellata Willd. *Sp. pl.* II (1800) p. 1153; *Bot. Mag.* (1809) t. 1189 et (1819) t. 2088; Wight *Icon. pl. Ind. or.* I t. 178; Hook. f. et Thoms. *Fl. Brit. Ind.*

I p. 243 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 114; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 52.

N. guineensis Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 247.

Rég. I : lac Mussolo (Descamps).

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Mozambique), Inde or.

CAPPARIDACEÆ [1].

9. CLEOME L.

C. ciliata Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 294; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 78.

C. guineensis Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1842) p. 218.

Rég. III : pays des Bangala, 28 mai 1892 (Demeuse); Équateurville, nov. 1885 (Büttn. nº 59).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Lutété, 11 févr. 1888 (Hens sér. A nº 308).

Distrib. : Afrique trop. occid. (de la Sénégambie à l'Angola).

C. spinosa Jacq. *Enum. Pl. Carib.* (1760) p. 26; L. *Sp. Pl.* ed. 2 (1763) p. 939; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 239; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 78.

Rég. III : entre Lukolela et Équateurville, nov. 1885 (Büttn. nº 54).

Distrib. : Amérique trop.

Obs. Oliver (*loc. cit.*) rapporte avec doute à cette espèce un échantillon récolté dans le Bas-Congo par C. Smith.

[1] La famille des *Cruciferaceæ* n'est représentée jusqu'à ce jour dans la flore du Congo que par un *Nasturtium* récolté par Hens, mais non déterminable.

10. PEDICELLARIA Schrank.

P. pentaphylla (L.) Schrank in ROEMER et USTERI *Mag. f. d. Bot.* VIII (1790) p. 11.

Cleome — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 933; *Bot. Mag.* (1814) t. 1640.

Gynandropsis — DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 238; A. GRAY et SPRAGUE *Gen. pl. Amer. bor.-or.* t. 78; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 82; HOOK. F. et THOMS. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 171.

C. acuta Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 82.

Rég. III : pays des Bangala, 1888 (Hens sér. A n° 211 et sér. C n° 125); Msuata (Büttn. n° 55).

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, nov. 1885 (Büttn. n° 57).

DISTRIB. : Asie et Afrique trop., Afrique bor. (Amérique trop., indig. ?).

11. CAPPARIS L.

C. erythrocarpa Isert in *Ges. naturf. Fr. Berl. Schrift.* IX (1789) p. 334 t. 9; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 246; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 98.

C. Afzelii DC. *loc. cit.* I (1824) p. 246.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : de la Gambie au Nil Blanc et à l'Angola.

† **C. Poggei** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 298.

Rég. IV : Congo mérid. (sine loco spec.) (Pogge n° 641).

Obs. D'après le numéro de récolte, cette espèce doit venir du bassin du Kassaï.

VIOLACEÆ.

12. IONIDIUM Vent.

I. enneaspermum Vent. *Pl. Jard. Malmais.* (1803) sub t. 27; GINGINS in DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 308; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 105.

Viola guineensis Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 133.

Rég. V : Lukungu, 7 sept. 1888 (Hens sér. A n° 187).

DISTRIB. : Afrique trop., Madagascar, Australie.

Obs. 1. Cette espèce est déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* IX t. 60.

Obs. 2. Hook. f. et Thoms. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 185, réunissent cette espèce à l'*I. suffruticosum* Ging. auquel ils donnent comme distribution l'Asie, l'Afrique et l'Australie trop.

13. ALSODEIA Thou.

A. brachypetala Turcz. in *Bull. Soc. natur. Mosc.* XXXVI (1863) I p. 558; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 109.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Mayombé, sept. 1893 (Laurent n° 67), Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

DISTR. : Gabon, Angola.

Obs. Oliver (*Fl. trop. Afr.* I p. 108) rapporte avec doute à l'*A. cymulosa* Welw. un *Alsodeia* récolté par C. Smith dans le Bas-Congo.

14. SAUVAGESIA L.

S. erecta L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 203; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 315; ST-HILAIRE *Pl. remarq. Brésil* t. 3;

DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* IV t. 299; SPACH *Hist. des végét.* (atlas) t. 42; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 111.

Rég. III : pays des Bangala, 6 juin 1883 (Hens n° 133).

DISTRIB. : Afrique et Amérique trop.

BIXACEÆ.

15. BIXA L.

B. Orellana L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 512; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 259; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* I t. 4; *Bot. Mag.* (1812) t. 1456; WIGHT *Illustr. Ind. Bot.* t. 11; SPACH *Hist. des végét.* (atlas) t. 447; HOOK. F. et THOMS. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 190.

Rég. V : forêts à Zeuze, etc., sept. 1893 (Laurent).

DISTR. : Cette espèce, originaire de l'Amérique trop., est naturalisée dans le Bas-Niger, l'Angola, le Congo, etc.

16. PHYLLOCLINIUM Baill.

P. paradoxum Baill. in *Bull. Soc. Linn. Paris* II (1890) p. 870.

Rég. III : rivière Ikata (Demeuse).

DISTRIB. : Congo français.

17. ONCOBA Forsk.

† **O. Poggei** Gürke in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 163.

Rég. IV : la Lulua, 15 oct. 1881 (Pogge n° 571).

18. BUCHNERODENDRON Gürke.

† **B. speciosum** Gürke in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 167.

Rég. IV : lisière des bois du Kassaï (Büttn. n° 516), Luatschim, 23 août 1880 (Buchn.), bassin du Koango.

19. POGGEA Gürke.

† **P. alata** Gürke in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 162 t. 7.

Rég. IV : Mukenge, 2 mai 1882 (Pogge n° 609), 3 et 17 nov. 1881 (Pogge nos 1048 et 1096).

PITTOSPORACEÆ.

20. PITTOSPORUM Banks.

† **P. bicrurium** Schinz et Durand (sp. nov.).

Folia oblongo-obovata ad basin et apicem attenuata et acuta, apice acuminata, ± 17 cm. longa, ± 8 cm. lata, subglabra. Pedunculus ± 2 cm. longus, axillaris. Sepala oblongo-obovata, obtusa, basi connata, pilosa ± 2 1/2 mm. longa, ± 1 mm. lata. Petala glabra, alba, hyalina 1-3 mm. longa, bicruria. Ovarium villosum, stylus ± 2 1/2 mm. longus.

Rég. ? : Jawubu, 1891 (Demeuse n° 420).

POLYGALACEÆ.

21. POLYGALA L.

P. acicularis Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 132 et in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 32; Chodat *Monogr. Polygal.* II p. 368 t. 29 fig. 8 et 9.

Rég. III : Stanley-Pool, févr. et juin 1891 (Demeuse n° 169).
Rég. IV : Campine près de Mukenge (Pogge n° 573).
Rég. V : Bas-Congo (Hens).

Distrib. : Congo franç. (Ogouwé), Nil Blanc (Madi).

P. arenaria Willd. *Sp. pl.* III (1803) p. 880; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 326; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 128; CHODAT *Monogr. Polygal.* II p. 337.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Hens).

DISTRIB. : Angola, Bas-Niger, Haut-Nil.

P. Gomesiana Welw. ex OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 126 et in *Trans. Linn. Soc.* XXVII (1869) p. 14 t. 4; CHODAT *Monogr. Polygal.* p. 336.

Rég. I : Lambi, lat. 9° 12′, 1891 (Descamps).

DISTRIB. : Angola, bassin du lac Nyassa.

CARYOPHYLLACEÆ.

22. POLYCARPON L.

P. Loefflingiæ (Wall.) Benth. et Hook. *Gen. pl.* I (1862) p. 123 (*Loefflingii*); EDGEW. et HOOK. F. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 245.

Hapalosa — WALL. *Catal.* (1832) n° 6962.
Pharnaceum depressum L. *Mant. pl.* II (1771) p. 564.
Polycarpon — DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 376.
Loefflingia indica Retz. *Observ. bot.* IV (1786) p. 8.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Asie et Afrique trop.

P. prostratum (Forsk.) Pax in ENGL. et PRANTL *Natürl. Pflanzenfam.* (*Caryophylleæ*) p. 87.

Alsine — FORSK. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 207; DELILE *Fl. d'Égypte* p. 240 t. 14 fig. 2.
Arenaria — SERINGE in DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 400.

Polycarpæa prostrata Dcne in *Ann. sc. nat.* ser. 2 III (1835) p. 263.
Robbairea — Boiss. *Fl. Or.* I (1867) p. 735.

Rég. IV : Kingunchi, août 1885 (Büttn.).

Distrib. : Arabie, Égypte, Algérie.

23. POLYCARPÆA Lam.

P. corymbosa (L.) Lam. *Illustr. genr. Encycl.* II (1793) p. 129; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 145; Wight *Icon. pl. Ind. or.* II t. 712; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 145; Edgew. et Hook. f. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 245.

Achyranthes — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 205.
P. eriantha Hochst. ex A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 303.

Rég. V : N'Goma, 7 avril 1888 (Hens sér. A nº 299.

Distrib. : Afrique trop. et austr., Inde, Australie, Amérique trop..

Obs. Espèce déjà figurée par Burman *Thes. Zeylan.* (1737) t. 85.

— — var. **genuina** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 589).

Rég. IV : Mukenge dans la Campine, févr. et mars 1882 (Pogge nºˢ 575 et 576).

Distrib. : Bukoba, Ouganda.

PORTULACEÆ.

24. PORTULACA L.

P. oleracea L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 445; Sibth. et Sm. *Fl. Græca* t. 457; DC. *Pl. Grass.* t. 123 et *Prodr. regn.*

veget. III p. 353; SCHNIZL. *Iconogr. bot.* t. 206; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 149; DYER in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 246.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Généralement répandu (naturalisé ou indigène) dans les contrées chaudes du globe.

25. TALINUM Adans.

T. crassifolium (Jacq.) Willd. *Sp. pl.* II (1800) p. 862; HAW. *Syn. pl. succul.* p. 123; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 357; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 150.

Portulaca — JACQ. *Hort. Vindob.* I (1770) t. 52.

Congo (Demeuse).

DISTRIB. : Bas-Niger, Indes occid., Amérique austr.

T. cuneifolium (Vahl) Willd. *Sp. pl.* II (1800) p. 864; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 357; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 150; DYER in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 247.

Portulaca — VAHL *Symb. bot.* I (1790) p. 333.

Rég. III : pays des Bangala (Hens sér. C n° 122).

DISTRIB. : Inde, Arabie, Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze).

HYPERICACEÆ.

26. PSOROSPERMUM Spach.

P. febrifugum Spach in *Ann. sc. nat.* sér. 2 V (1836) p. 163; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 158.

P. ferrugineum Hook. f. *Niger Fl.* (1849) p. 241.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Mozambique.

* **P. salicifolium** Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 84.

Pays des Niamniam, à Tubami Seriba, mai 1869 (Schweinf.).

DISTRIB. : pays des Bongo.

GUTTIFERACEÆ.

27. GARCINIA L.

* **G. Livingstonei** T. Anders. in *Journ. Linn. Soc.* IX (1867) p. 263; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 165; VESQUE *Epharm.* II t. 78 et in DC. *Monogr. phan.* VIII p. 339.

« Congo » (KIRK fide VESQUE *loc. cit.*).

G. polyantha Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 166; VESQUE *Epharm.* II t. 81 et in DC. *Monogr. phan.* VIII p. 332.

Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent n° 46.

DISTRIB. : Bas-Niger, Fernando-Po, ? Angola.

28. ALLANBLACKIA Oliv.

A. floribunda Oliv. in *Journ. Linn. Soc.* X (1869) p. 43 et *Fl. trop. Afr.* I p. 163.

Congo (Demeuse).

DISTRIB. : Afrique occid.

MALVACEÆ.

29. SIDA L.

S. cordifolia L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 684; CAV. *Monadelph. class. diss.* t. 3; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 73; MAST. in

Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 181; K. Schum. in Mart. *Fl. Brasil.* XII 3 p. 330 t. 62; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 326.

S. africana P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 87 t. 110.

S. decagyna Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 307.

Congo (Burton).

Rég. III : Stanley-Pool, 2 août 1888 (Hens sér. B nº 17); id. 1891 (Demeuse nº 124).

Rég. V : brousse du Bas-Congo (Laurent nº 82), Tondoa, nov. 1885 (Büttn. nº 76).

Distrib. : Plante cosmopolite dans la région tropicale.

Obs. Cette espèce est déja figurée dans Rheede *Hort. Malab.* X (1690) t. 54.

S. humilis Cav. *Monadelph. class. diss.* (1785-90) t. 134; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 463; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 179 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 322.

S. unilocularis L'Hérit. *Stirp. nov.* (1784-85) t. 56.

« Congo » (Burton).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie trop. et subtrop., Afrique et Amérique trop.

S. linifolia Cav. *Monadelph. class. diss.* (1785-90) t. 2; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 179; K. Schum. in Mart. *Fl. Brasil.* XII 3 p. 292 t. 57.

S. linearifolia Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 303.

Rég. II : Lutembué, 1891 (Descamps).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. occid., Amérique austr. (part. bor.-or.), Antilles.

S. rhombifolia L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 684; Cav. *Monadelph. class. diss.* (1785-90) t. 3; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 462; K. Schum. in Mart. *Fl. Brasil.* XII 3 p. 387 t. 63; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 181 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 323.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Rég. trop. du monde entier.

S. spinosa L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 638; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 1; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 460; A. Gray et Sprague *Gen. pl. Amer. bor.-or.* t. 123; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 180 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 323.

S. scabra Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 305.

Rég. I : Katanga (Descamps n° 69).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Régions tropicales du monde entier.

S. urens L. *Syst. nat.* ed. 10 (1758-59) p. 1145; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 2; *Nov. Comm. Soc. Gott.* III t. 5; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 465; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 179.

Congo (Burton).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Lukungu, 6 sept. 1888 (Hens sér. A n° 274).

Distrib. : Asie et Afrique trop.

30. WISSADULA Medik.

W. rostrata (Schumach. et Thonn.) Planch. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 229; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* V p. 182 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 325.

Sida — Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 306.

Abutilon laxiflorum Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 66.

Rég. III : Kibaka, nov. 1885 (Büttn. n° 74).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Mozambique), Antilles, Brésil, Java, aill. naturalisé.

31. ABUTILON Gaertn.

A. angulatum (Guill. et Perr.) Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 183.

Bastardia — Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 65.

A. intermedium Hochst. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 49.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze), Madagascar.

A. zanzibaricum Boj. mss. ex Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 186.

Congo (Burton).

Distrib. : Bas-Niger, Zanzibar, Bas-Zambèze.

32. MALACHRA L.

M. capitata L. *Syst. nat.* ed. 12 (1767) p. 458; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 33; Lam. *Pl. bot. Encycl.* t. 580; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 440; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 188 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 329.

M. hispida Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 47.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Cosmopolite dans la rég. trop., mais peut-être seulement introduite en Asie.

M. radiata L. *Syst. nat.* ed. 12 (1767) p. 458; CAV. *Monadelph. class. diss.* t. 33; LAM. *Pl. bot. Encycl.* III, t. 580; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 188; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 188.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Bas-Niger, Amérique trop. (du Mexique au Brésil.

33. URENA L.

U. lobata L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 39; DILLEN. *Hort. Eltham.* t. 319; CAV. *Monadelph. class. diss.* t. 185; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 441; *Bot. Mag.* (1831) t. 3043; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 189 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 329.

U. americana L. *Pl. Surinam.* (1775) p. 11; R. BR. in TUCKEY *Narrat. Exped. riv. Zaïre.* Append. V (1818) p. 484.

U. diversifolia Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 308.

U. obtusata et *virgata* Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* 1 (1831) p. 48.

Rég. I : Nyangué (Pogge).
Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 78).
Rég. V : Bas-Congo (Hens sér. B n° 51); dans la brousse et culture des villages dans la partie occid., août 1893 (Laurent); Boma, juin 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Régions trop. et subtrop. du monde entier.

Obs. Gürke [in ENGL. *Bot. Jahrb.* XX (1895) p. 374] dit que les échantillons de Büttner et de Pogge appartiennent à la var. *reticulata* Gürke. Il est plus que probable qu'il en est de même pour les échantillons des autres collections.

34. KOSTELETZKYA Presl.

K. Buettneri Gürke in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1890) p. 92.

Rég. V : Tondoa, 28 nov. 1884 (Büttn. n° 72).

Distrib. : Angola.

35. HIBISCUS L.

H. Abelmoschus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 696; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 62; Descourtilz *Fl. des Antilles* V t. 361; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 452; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 207 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 342.

Congo (Burton).

Distrib. : Inde or. et cult. et naturalisé sur un grand nombre de points de la région tropicale.

H. calycinus Willd. *Sp. pl.* III (1801) p. 817; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 448; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 202.

H. calycosus A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 62 t. 14.

? *H. owariensis* P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 88 t. 117.

H. triumfettæfolius Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 312.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Oware, Abyssinie, Sennaar, Nil Blanc, Afr. austr.

H. cannabinus L. *Syst. nat.* ed. 10 (1758-59) p. 1159; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 52; Roxb. *Corom. Pl.* t. 190; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 450; Reichb. *Iconogr. bot.*

t. 164; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 204 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 339.

H. congener Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 204.

H. verrucosus Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 87.

H. radiatus Cav. *Monadelph. class. diss.* (1785-90) t. 54; *Bot. Mag.* (1817) t. 1911; BENTH. *Fl. Austral.* I p. 216.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Australie trop. (largement propagé par la culture; peut-être originaire de l'Inde).

H. crassinervis Hochst. in A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 61; WALP. *Annal. bot.* II p. 147; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 205.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Abyssinie.

H. diversifolius Jacq. *Icon. pl. rarior.* III (1786-93) t. 551; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 198; *Bot. Reg.* (1819) t. 381; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 198 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 339.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 69).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

DISTRIB. : Afrique trop. et austr., Inde, île Norfolk, Australie.

H. esculentus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 694; TUSSAC *Fl. des Antilles* I t. 10; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* IV t. 269; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 207.

Rég. I : Congo supér. (Descamps).

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn.).

DISTRIB. : Plante cosmopolite dans la région tropicale.

H. gossypinus Thunb. *Prodr. pl. Cap.* II (1800) p. 118; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 453; Harv. et Sond. *Fl. Capens.* I p. 175; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 205.

Rég. I : Lualaba, 20 juin 1891 (Descamps).

Distrib. : Afrique trop. or. (de l'Abyssinie au Mozambique), Natal, Afrique austr.

H. micranthus L. f. *Suppl. pl.* (1781) pp. 308 et 310; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 66 et *Prodr. regn. veget.* I p. 453; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 205 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 335.

H. clandestinus Cav. *Icon. et descr. pl.* I (1791) p. 1 t. 2.
H. versicolor Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 311.

Rég. I : Lualaba supér., Musambo (Briart).

Distrib. : Afrique trop., Arabie, Inde, Ceylan.

H. physaloides Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 52; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 199.

H. ribesiæfolius Guill. et Perr. *loc. cit.* I (1831) p. 53.
H. variabilis Garcke in Peters *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 126.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Laurent n° 20).

Distrib. : Canaries, îles du Cap Vert, Afrique trop. et austr.

H. rostellatus Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 55; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 201.

Rég. III : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégambie.

H. surattensis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 696; *Bot. Mag.* (1813) t. 1356; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 201; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* I t. 197; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 201 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 334.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Zeuze, sept. 1893 (Laurent nº 105).

DISTRIB. : Asie trop., Afrique trop. et austr., Australie.

H. vitifolius L. *Sp. pl.* ed. 1 (1733) p. 696; CAV. *Monadelph. class. diss.* t. 58; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 450; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 197 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 338.

H. strigosus Schumach. et Thonn. (non Lindl.) *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 314.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Australie trop.

Obs. Cette espèce est déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* VI (1686) t. 46.

36. GOSSYPIUM L.

G. arborescens L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 693; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 456; ROYLE *Illustr. Bot. Himal.* t. 23; REICHB. *Fl. Exot.* t. 150; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 211.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. nºs 80 et 81).

DISTRIB. : Niger, Dahomey, Abyssinie; cult. sur beaucoup de points de la région tropicale.

G. BARBADENSE L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 693; *Bot. Reg.* I (1816) t. 84; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 210; REICHB. *Fl. Exot.* III (1835) t. 150; WIGHT *Illustr. Ind. Bot.* t. 28 *A* et *B*; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 210 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 347; BENTL. et TRIM. *Medic. Pl.* I t. 37.

G. punctatum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 210.

Congo (Burton).

Rég. III : Stanley-Pool, 1885 (Hens sér. B n° 5).

Distrib. : Cult., et parfois naturalisé, dans toutes les régions chaudes du globe.

37. ADANSONIA L.

A. digitata L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1190; *Bot. Mag.* (1828) t. 2791 et 2792; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 478; Reichb. *Fl. Exot.* t. 350 et 350*a*; *Belg. Hort.* IX (1859) p. 75 t. 6-8; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 212 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 348.

Rég. V : Boma (Naum., Laurent), Vivi (Ledien).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze; Inde or. cultivé).

Obs. A Boma, on voit un baobab ayant 25 mètres de hauteur et 12m,6 de circonférence (Naum. in Engl. *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 62).

38. ERIODENDRON DC.

E. anfractuosum DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 479; Wight *Icon. pl. Ind. or.* II t. 400; *Bot. Mag.* (1834) t. 3360; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 212 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 349.

Bombax pentandrum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 511; Descourtilz *Fl. des Antilles* IV t. 247.

B. guineense Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 302.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith « the loftiest tree seen on the banks of the Congo »).

Distrib. : Sénégambie, Guinée, Indes occid. et orient.

Obs. Cette espèce est déjà figurée dans Rheede *Hort. Malab.* III (1678-1703) t. 41.

STERCULIACEÆ.

39. STERCULIA L.

S. Tragacantha Lindl. in *Bot. Reg.* XVI (1830) t. 1353; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 216.

S. pubescens Don *Gen. Syst. Bot.* I (1838) p. 615.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afr. trop.-occid. (du Bas-Congo au Sénégal).

S. quinqueloba (Garcke) K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 135.

Cola — GARCKE in PETERS *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 130; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 224.

Rég. I : Riv. Lufubu (près Nyangué) (Pogge n° 652) et près d'un village Kalebue (Pogge n°s 596 et 652).

DISTRIB. : Mozambique.

40. COLA Schott.

C. acuminata (P. Beauv.) R. Br. *Pl. Jav. rarior.* (1844) p. 237; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 220.

Sterculia — P. BEAUV. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 41 t. 24; *Bot. Mag.* (1868) t. 5699.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

DISTRIB. : Afrique trop. occid.

C. Afzelii (R. Br.) Mast. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 224.

Courtenia — R. BR. in BENNETT *Pl. Javan. rarior.* (1844) p. 236; AGARDH *Theor. syst. pl.* t. 20.

Sterculia caricæfolia Don *Gen. Syst. Bot.* I (1838) p. 517.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Bas-Niger, Sierra-Leone.

C. Ballayi Cornu ex Heckel in *Mém. Inst. bot.-géol. Marseille* I (1893) t. 2 fig. 8-9 et 17-24.

C. acuminata Griffon du Bellay ex Baill. in *Adansonia* X (1872) p. 169.

C. acuminata P. Beauv. var. β Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 221.

Sterculia verticillata Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 240.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, 1816, Laurent, août 1893).

Distrib. : São Thomé, Gabon.

41. WALTHERIA L.

W. americana L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 637 ; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 492 ; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 235.

W. arborescens Cav. *Monadelph. class. diss.* VI (1768) p. 316 t. 170 ; Lam. *Pl. bot. Encycl.* III t. 570.

W. africana et *guineensis* Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 295.

W. indica L. *loc. cit.* ed. 1 (1753) p. 637 ; DC. *loc. cit.* I p. 493 ; Mast. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 347.

Rég. III : Stanley-Pool, 12 avril 1888 (Hens sér. B n° 81) et 1892 (Demeuse n° 213).

Distrib. : Cosmopolite dans la région tropicale du monde entier.

Obs. Espèce déjà figurée en 1737 dans le *Thesaurus Zeylanicus* de Burman.

42. BUETTNERIA L.

B. africana Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 239.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

43. MELOCHIA L.

M. corchorifolia L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 675; Cav. *Monadelph. class. diss.* t. 174; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 236 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 374.

Riedleya — DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 491.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 88).
Rég. V : Lutété, 1er févr. 1888 (Hens sér. A n° 280).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop.

Obs. Espèce déjà figurée en 1732 par Dillenius dans l'*Hortus Elthamensis* t. 176.

TILIACEÆ.

44. CHRISTIANA DC.

C. africana DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 516; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* V p. 241.

C. cordifolia Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 238.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Bas-Niger.

45. GREWIA L.

G. africana Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 237; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 253.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sierra-Leone.

46. TRIUMFETTA L.

† **T. heliocarpa** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 131.

Rég. IV : bassin de la Lulua (Pogge n° 10).

† **T. lomalia** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 132.

Rég. IV : Mussumba (pays des Baschilange) (Pogge n° 21).

T. orthacantha Welw. mss. ex MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 258.

Congo (Hens sér. A n° 269).

DISTRIB. : Bas-Niger, Angola.

T. rhomboidea Jacq. *Stirp. Amer. hist.* (1780) t. 134; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 257; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 257 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 395.

T. velutina Vahl *Symb. bot.* III (1794) p. 62.
T. trilocularis Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 93.

Rég. III : Bolobo, déc. 1885 (Hens sér. B n° 69), Stanley-Pool, 1892 (Demeuse).

DISTRIB. : Asie et Afrique trop. et subtrop.

T. semitriloba Jacq. *Enum. pl. Carib.* (1760) p. 22; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 507; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 256.

T. cordifolia Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 92 t. 18.
T. longiseta Guill. et Perr. *loc. cit.* I (1831) p. 92.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 170).

DISTRIB. : Afr. trop. occid. (de Sierra-Leone à l'Angola).

†**T. trachystoma** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 130.

Rég. IV : pays des Baschilange (Pogge n° 611).

T. Welwitschii Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 255.

Congo (Johnston).
Rég. I : savanes du Katanga (Cornet).

Distrib. : Angola, bassin du lac Nyassa.

47. HONCKENYA Willd.

H. ficifolia Willd. in Usteri *Delect. opusc. bot.* II (1793) p. 201 t. 4; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 566; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 260.

Rég. III : Stanley-Pool, 5 août 1888 (Hens sér. B n° 12).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), C, sept. 1893 (Laurent n°s 58 et 103).

Distrib. : Afrique trop. occid. (du Congo à la Sénégambie).

48. CORCHORUS L.

C. olitorius L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 529; *Bot. Mag.* (1828) t. 2810; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 405; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 262.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 172).

Distrib. : Cultivé et naturalisé dans la région tropicale du monde entier.

C. tridens L. *Mant. pl.* II (1771) p. 566; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 505; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 264.

C. angustifolius Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 244.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 171).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop.

49. GLYPHÆA Hook. f.

G. grewioides Hook. f. in Hook. *Icon. pl.* VIII (1848) t. 760 et *Niger Fl.* (1849) p. 238 t. 22; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 267.

G. Monteiroi Hook. f. in *Bot. Mag.* (1866) t. 5610.

Rég. III : Stanley-Falls, 1892 (Demeuse n° 433).
Rég. III : pays des Bangala, 10 juin 1885 (Hens sér. C n° 165), Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 175).

Distrib. : Fernando-Po, Sierra-Leone, Angola.

MALPIGHIACEÆ.

50. HETEROPTERYS Kunth.

H. africana A. Juss. *Monog. Malpigh.* (1843) p. 202; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 276.

Banisteria Leona Cav. *Monadelp. class. diss.* IX (1790) p. 421 t. 247 (fruct. excl.); Lam. *Pl. bot. Encycl.* II t. 381.

Rég. III : Lone Island, nov. 1885 (Büttn. n° 181).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Congo).

51. ACRIDOCARPUS Guill. et Perr.

A. corymbosus Hook. f. in Hook. *Icon. pl.* VIII (1848) t. 774 et *Niger Fl.* (1849) p. 248 t. 24; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 247.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Burton).

Distrib. : Cape Coast, ? Quorra.

A. Smeathmanni (DC.) Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 124 et in *Archiv. Mus. Paris* III t. 15; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 278.

Heteropterys (?) — DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 592.

Acridocarpus guineensis Juss. *Monog. Malpigh.* (1843) p. 231.

A. longifolius Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 244.

Congo, juin 1891 (Demeuse n° 471).

Distrib. : Afrique trop. occid.-bor.

GERANIACEÆ.

52. OXALIS L.

O. Corneti Dewèvre in *Bull. Soc. roy. bot. Belg.* XXXIII 2 (1895) p. 98.

Rég. I : Katanga (Cornet).

O. sensitiva L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 434; Jacq. *Oxalis* t. 78; DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 690; *Bot. Reg.* XXXI (1845) t. 68; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 297.

Biophytum — DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 690; Edgew. et Hook. f. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 456.

Congo (Demeuse).
Rég. V : Lukungu, Lutété (Hens sér. A n° 237).

Distrib. : Asie, Afrique et Amérique trop.

Obs. Espèce déjà figurée, en 1689, dans Rheede *Hort. Malabar.* IX t. 19.

53. IMPATIENS L.

I. Irvingii Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 300.

Rég. III : Lomami, juill. 1891 (Demeuse), Stanley-Pool, 21 août 1888 (Hens sér. B n° 24).

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 48).

Distrib. : Bas-Niger.

RUTACEÆ.

54. LIMONIA L.

† **L. Poggei** Engl. in *Notizbl. k. bot. Gart. und Mus. Berl.* I (1895) p. 29.

Rég. IV : la Lulua (Pogge n° 668).

Obs. Les *Citrus aurantium* Risso (Oranger) et *C. medica* L. (Citronnier), originaires de l'Asie centr.-orient., sont cultivés sur quelques points du Congo.

SIMARUBACEÆ.

55. QUASSIA L.

* **Q. africana** Baill. in *Adansonia* VII (1867-68) p. 89.

Rég. IV : bassin du Koango (von Mechow).

Distrib. : Gabon.

56. IRVINGIA Hook. f.

I. Smithii Hook. f. in *Trans. Linn. Soc.* XXIII (1860) p. 167; Baill. in *Adansonia* VII p. 381; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 314.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Bas-Niger.

OCHNACEÆ.

57. OCHNA Schreb.

O. Hoffmanni Ottonis Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 78.

O. pulchra O. Hoffm. (non Hook.) in *Linnæa* XLIII (1880-82) p. 122.

Rég. IV : Mukenge, 6° lat., mars 1882 (Pogge n° 685).

Distrib. : Angola.

O. membranacea Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 316.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 33).

Distrib. : Afr. trop. occid. (Sierra-Leone, Bas-Niger).

O. pulchra Hook. *Icon. pl.* VI (1843) p. 588; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 317.

Rég. III : pays des Bangala (Hens).

Distrib. : Lac Ngami; Transvaal.

O. quangensis Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXIII (1890) p. 49.

Rég. IV : Lulende, au bord du Koango, 12 août 1885 (Büttn. n° 27).

58. OURATEA Aubl.

O. affinis (Hook. f.) Nob.

Gomphia — Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 274; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 320.

Rég. III : Lone Island, nov. 1885 (Büttn. n° 31).
Rég. IV : Muene Putu Kassongo, juill. 1885 (Büttn. n° 32).

Distrib. : Afr. trop. occid. (Fernando-Po, Bas-Niger, Cap Coast).

O. reticulata (P. Beauv.) Engl. *Bot. Jahrb.* XII (1893) p. 81.

Gomphia — P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 22 t. 72; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 320.

G. flava Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 216.

Rég. V : Mayombé, sept. 1882 (Laurent n° 31).

Distrib. : Gambie, Sierra-Leone, Fernando-Po.

— — var. **Poggei** Engl. in *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 81.

Rég. IV : bassin de la Lulua (6° lat.), nov. 1881 (Pogge n°s 673, 677, 678 et 679), Muene Muketela (6°5), oct. 1861 (Pogge n° 675), Mukenge, juin 1682 (Pogge n°s 683, 684 et 686).

Distrib. : Angola.

— — var. **Schweinfurthii** Engl. *loc. cit.* XVII (1893) p. 81.

Rég. II : pays des Monbouttou, à Kussumbo, mars 1870 (Schweinf. n° 3169).

59. LOPHIRA Banks.

L. alata Banks in Gaertn. *De fruct. et semin.* III (1805-67) p. 52 t. 188 fig. 2; DC. *Prodr. regn. veget.* XVI 2 p. 638; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 109 t. 4; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 174.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Afrique tropicale.

BURSERACEÆ.

60. CANARIUM L.

C. edule Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 285; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 327; Engl. in DC. *Monog. phan.* IV p. 144.

Pachylobus edulis Don *Gen. syst. bot.* II (1832) p. 89.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. n° 3324).

Distrib. : Guinée, Kameroun.

C. **Saphu** Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 99 cum xylogr.

Rég. II : pays des Niamniam, au fleuve Turu, mars 1870 (Schweinf. n° 3324).

Rég. IV : Mukenge, mars 1888 (Pogge n° 715).

Rég. V : « Bas-Congo, arbre fruitier planté dans les villages, sept. 1893 » (Laurent).

Distrib. : Kameroun.

†C. **Schweinfurthii** Engl. in DC. *Monog. phan.* IV (1883) p. 101 et in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 99.

Rég. II : pays des Niamniam, au fleuve Turu, mars 1870 (Schweinf. n° 3324).

Rég. IV : Mukenge, mars 1883 (Pogge n° 715).

Rég. V : forêts du Mayombé, 1893 (Laurent).

MELIACEÆ.

61. TURRÆA L.

T. **Vogelii** Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 253; Walp. *Annal. bot.* II p. 227; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 330; C. DC. in DC. *Monog. phan.* I p. 141.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Laurent).

Distrib. : Fernando-Po; Ilha do Principe, Gabon, Calabar, Angola.

62. MELIA L.

M. **Azedarach** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 882; *Bot. Mag.* (1807) t. 1066; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 627; Wight

Icon. pl. Ind. or. I t. 160; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 332; HIERN in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 545; C. DC. in DC. *Monog. phan.* I p. 451.

M. angustifolia Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 214.

Rég. V : Tondoa, 1884 (Büttn.), Banana, introd. par les missionnaires, août 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Perse, Chine; ailleurs naturalisé.

DICHAPETALACEÆ.

63. DICHAPETALUM Thou.

D. rufipile (Turcz.) Nob.

Chailletia — TURCZ. in *Bull. soc. Natur. Mosc.* XXXVI (1863) p. 611; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 342.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Kameroun.

OLACINEÆ.

64. HEISTERIA L.

H. parvifolia Smith in REES *Cyclop.* XVII (1812?) n° 8; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 533; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 346.

Acrolobus Schoenleinii Klotzsch in *Verh. Akad. Berl.* (1856) p. 236 t. 3.

A. parvifolius Klotzsch *loc. cit.* (1856) p. 237 t. 3.

Rég. VI : pays des Bangala, 29 mai 1888 (Hens sér. C n° 112).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Guinée, ? Fernando-Po.

65. OLAX L.

† **O. Aschersoniana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 46.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, 2 sept. 1885 (Büttn. n° 613.

66. ALSODEIOPSIS Engl.

† **A. Poggei** Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 71.

Rég. IV : la Lulua, mai 1883 (Pogge n° 696).

67. APODYTES E. Mey.

A. beninensis Hook. f. in Hook. *Icon. pl.* VIII (1848) t. 778 et *Niger Fl.* (1849) p. 259 t. 28; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 355.

Raphiostylis — Planch. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 259.

R. Heudelotii Planch. ex Miers in *Ann. Nat. Hist.* sér. 2 IX (1852) p. 381 et *Contrib. to Bot.* I p. 60 t. 6.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégambie, Cap Palmas.

68. ICACINA A. Juss.

I. Guessfeldtii Aschers. ex Büttn. in *Mitth. Afr. Gesellsch.* V (1889) p. 263.

Rég. III : Lukolela, nov. 1885 (Büttn. n° 182).

CELASTRACEÆ.

69. GYMNOSPORIA Wight et Arn.

G. senegalensis (Lam.) Loesen. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 541.

Celastrus — Lam. *Encycl. Meth. Bot.* I (1783) p. 661.

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze).

— — var. **inermis** (A. Rich.) Loesen. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 541.

Celastrus senegalensis Lam. var. — A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 133.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. n° 3221).

Obs. La plante de Schweinfurth appartient à la forme *chartacea* Loesen. (*loc. cit.* p. 542) indiquée aussi en Abyssinie, en Nubie et dans le pays des Djur.

HIPPOCRATEACEÆ.

70. HIPPOCRATEA L.

† **H. Poggei** Loesen. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 238.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 983).

71. SALACIA L.

S. senegalensis DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 570; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 113 t. 27; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 374.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Niger.

Obs. Oliver conserve quelques doutes sur l'exacte détermination de la plante de Smith.

RHAMNEÆ.

72. ZIZYPHUS Juss.

Z. spinosus Büttn. in *Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 48.

Rég. V : Tondoa, 1er déc. 1884 (Büttn. n° 493).

AMPELIDACEÆ.

73. AMPELOCISSUS Planch.

A. angolensis Planch. in Journ. *la Vigne* (1885) p. 48 et in DC. *Monog. phan.* V p. 400.

Vitis — Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 410.

Distrib. : Angola.

— — var. **congensis** Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 400.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

* **A. cussoniæfolia** Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 395.

Cissus — Schweinf. in herb. ex Planch.

Pays des Niamniam, sur le Nabambisso, 8 mai 1870 (Schweinf.).

Distrib. : pays des Djur et des Bongo.

74. CISSUS L.

* **C. adenocaulis** Steud. ex A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 111; Planch. in DC. *Monog. phan.* V p. 586.

Vitis — Miq. in *Ann. Mus. Bot. Lugd.-Bat.* I (1863-1864) p. 79.

Pays des Niamniam, sur le Nabambisso, mai 1870 (Schweinf. n° 3758).

DISTRIB. : Abyssinie, pays des Gallabat, Bas-Niger, Zanzibar.

C. Bakeriana Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 599.

Vitis Thonningii Bak in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 402 pr. p.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3431).

DISTRIB. : Bas-Niger ; pays des Bongo.

* **C. bignonioides** Schweinf. in herb. ex Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 481 in obs.

Pays des Niamniam, sur le Boddo, 4 mai 1870.

Obs. Planchon (*loc. cit.*) dit qu'il n'a pu étudier complètement « la remarquable plante » de Schweinfurth qui appartient peut-être au *C. suberosa* (Welw.) Planch. de l'Angola.

* **C. cornifolia** (Bak.) Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 492.

Vitis — BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 360 ; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 47 t. 22.

Pays des Niamniam, sur le Gumango (Schweinf. n° 2929).

C. Guerkeana (Büttn.) Nob.

Vitis — BÜTTN. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 89.

Rég. III : montagne entre Léopoldville et Stanley-Pool, 5 janv. 1886 (Büttn. n° 97).

DISTRIB. : Angola (Malange).

Obs. Welwitsch a indiqué dans le « Congo » (*portugais*) le *C. gracilis* Guill. et Perr.

C. ibuensis Hook. f. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 265; PLANCH. in DC. *Monog. phan.* V p. 567.

Vitis — BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 402.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Du Bas-Niger au Nil et au Bas-Zambèze.

† **C. mayombensis** Gilg in sched. herb. *Hort. Bruxell.* (sp. nov.).

Rég. V : Mayombé, endroits peu boisés, sept. 1893 (Laurent n° 77).

C. rubiginosa (Welw.) Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 485.

Vitis — WELW. mss. ex BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 392.

Rég. V : Lutété, 25 mars 1888 (Hens sér. A n° 2).

DISTRIB. : pays des Niamniam, sur le Kiski (Schweinf.); Angola.

C. Smithiana (Bak.) Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 370.

Vitis — BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 390.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Angola.

C. tenuicaulis Hook. f. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 266.

Vitis — BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 404.

Congo (Johnston).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Bornou, Angola.

† **C. tiliaefolia** Planch. in DC. *Monog. phan.* V (1887) p. 491.

Rég. II : pays des Monbouttou, à Munza, 5 avril 1870 (Schweinf. n° 3485).

75. LEEA L.

L. sambucina Willd. *Sp. pl.* I (1798) p. 1177; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 635; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 415.

L. guineensis Don *Gen. syst. bot.* I (1831) p. 712.

Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent n° 90).

DISTRIB. : Fernando-Po, Sierra-Leone, Bas-Niger.

SAPINDACEÆ.

76. PAULLINIA L.

P. pinnata L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 366; GAERTN. *De fruct. et sem.* I t. 79; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 604; LAM. *Pl. bot. Encycl.* II t. 318; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 419.

P. senegalensis Juss. in *Annal. Mus. Paris* IV (1804) p. 348; GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I p. 116.
P. uvata Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 195.
P. africana G. Don *Gen. syst. bot.* I (1838) p. 661.

Rég. III : Lone Island, 18 nov. 1885 (Büttn. n° 176).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Mayombé C. sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. occid., Bas-Zambèze, Amérique trop.

77. CARDIOSPERMUM L.

C. Halicacabum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 366; *Bot. Mag.* (1807) t. 1049; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 601; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* II t. 308; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 417; BOISS. *Fl. Or.* I p. 945; HIERN in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* p. 670.

C. glabrum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 197.
C. hirsutum Schumach. et Thonn. *loc. cit.* (1827) p. 169.

Rég. ? : Munpella (Demeuse n° 1042).
Rég. V : Lukungu, 8 sept. 1888 (Hens sér. A n° 186).

DISTRIB. : Rég. trop. et subtrop. de l'ancien et du nouveau monde.

78. DEINBOLLIA Schumach. et Thonn.

D. insignis Hook. f. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 250; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 431.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Cap Palmas, Fernando-Po.

ANACARDIACEÆ.

79. ANACARDIUM Rottb.

A. occidentale L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 383; JACQ. *Stirp. Amer. hist.* t. 121; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 62; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* VII t. 507; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 443; BEDDOME *Fl. Sylv. Ind.* t. 163; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 20.

Rég. V : Boma, 5 sept. 1874 (Naum.); Ponta da Lenha, 4 sept. 1894 (Naum.).

DISTRIB. : Cette espèce, déjà indiquée au Congo par Oliver (*loc. cil.*), est originaire de l'Amérique trop. et naturalisée dans les pays chauds.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* III (1678-1703) t. 54.

80. PSEUDOSPONDIAS Engl.

P. microcarpa (A. Rich.) Engl. in DC. *Monog. phan.* IV (1883) p. 259.

Spondias — A. Rich. in Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 151 t. 40; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 448.
S. angolensis O. Hoffm. in *Linnæa* XLIII (1880-82) p. 125.

Rég. II : pays des Niamniam, au fl. Anika (Schweinf. nos 2853 et 3244).

Distrib. : Fernando-Po, Sénégambie, Angola.

81. SORINDEIA Thou.

S. juglandifolia Planch. mss. ex Oliv. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 440; Marchand *Revis. Anacard.* p. 166; Engl. in DC. *Monog. phan.* IV p. 302.

Dupuisia — Rich. in Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 148 t. 38.
Sapindus — Don *Gen. syst. bot.* I (1831) p. 666 fide Benth. in Hook. *Niger Fl.* p. 286.

Congo (Burton).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Niger.

† **S. Poggei** Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 107.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 729).

82. THYRSODIUM Benth.

† **T. africanum** Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 106.

Rég. IV : Mukenge, 8 juin 1883 (Pogge nos 717 et 721); bassin de la Lulua, 5 avril 1882 (Pogge n° 722).

83. ANAPHRENIUM E. Mey.

A. **abyssinicum** Hochst. in *Flora* (1844) p. 32; ENGL. in DC. *Monog. phan.* IV p. 357.

Ozoroa insignis Delile in *Annal. sc. nat.* sér. 2 XX (1843) p. 91 t. 1 fig. 3; FERRET et GALINIER *Atlas bot.* t. 9.

Rhus — OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 437.

DISTRIB. : Sous diverses formes encore cette espèce est largement dispersée dans l'Afrique trop. et austr.

— — var. **lanceolatum** Engl. in DC. *Monog. phan.* IV (1883) p. 357.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. n° 2059).

DISTRIB. : Abyssinie, Zanzibar.

— — var. **latifolium** Engl. *loc. cit.* IV (1883) p. 357.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afrique trop.

* A. **pulcherrimum** Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 32; ENGL. in DC. *Monog. phan.* IV p. 356.

Rhus — OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 436.

Bassin du Tanganika (Cameron).

DISTRIB. : Haut-Nil; Bongo; Mittu; Abyssinie.

CONNARACEÆ.

84. AGELÆA Soland.

† A. **rubiginosa** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 319.

Rég. II : pays des Monbouttou, bords du Kibali, avril 1870 (Schweinf. n° 3537).

† **A. Schweinfurthii** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 319.

Rég. II : pays des Niamniam : Uando (Schweinf. n° 3099), Mbruole (Schweinf. n° 3090).

85. ROUREA Aubl.

† **R. fasciculata** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 329.

Rég. IV : Mukenge, mai 1883 (Pogge n° 731).

† **R. obliquifoliolata** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 328.

Rég. IV : Mukenge, mai 1883 (Pogge n° 733); la Lulua (Pogge n° 736).

† **R. Poggeana** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 326.

Rég. IV : Mukenge, nov. 1882 (Pogge n° 748).

* **R. pseudobaccata** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 325.

Afrique centr.-bor. : pays des Niamniam, Mabodebache (Schweinf. n° 3855); Boddoh (Schweinf. n° 2969).

† **R. splendida** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 322.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 744).

† **R. unifoliolata** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1893) p. 325.

Rég. IV : Mukenge, juin 1882 (Pogge n° 1426).

† **R. viridis** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 327.

Rég. IV : Mukenge, nov. 1882 (Pogge n° 750).

86. CONNARUS L.

† **R. Englerianus** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 316.

Rég. IV : Mukenge, avril 1882 (Pogge n° 752).

87. MANOTES Soland.

† **M. Aschersoniana** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 339.

Rég. IV : Mukenge, sept. 1882 (Pogge n° 751).

† **M. brevistyla** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 334.

Rég. IV : Mussumba, janv. 1882 (Pogge n° 532); la Lulua, mars 1882 (Pogge n° 7396).

M. Griffoniana Baill. in *Adansonia* VII (1866-67) p. 244; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 460.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Gabon.

† **M. pruinosa** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 332.

Rég. IV : bords de la Lulua, juin 1882 (Pogge n° 724).

† **M. sanguineo-arillata** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1892) p. 333.

Rég. IV : Mukenge, janv. 1882 (Pogge n°s 718 et 749).

88. CNESTIS Juss.

C. corniculata Lam. *Encycl. méth. Bot.* III (1789) p. 23; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 87; PLANCH. in *Linnæa* XXIII (1850) p. 440; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 461.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Burton).

DISTRIB. : Sénégambie, Sierra-Leone, Gabon.

C. ferruginea DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 87; PLANCH. in *Linnæa* XXIII (1856) p. 440; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 462.

Rég. III : pays des Bangala (Hens).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. (part. bor.).

— — var. **pilosa** Dewèvre *Bull. Soc. bot. Belg.* XXXIII 2 (1894) p. 98.

Rég. V : Mayombé (Laurent).

C. oblongifolia Bak. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I (1868) p. 462.

Rég. III : pays des Bangala (Hens sér. C n° 106).

DISTRIB. : Ilha do Principe; Kameroun.

† **C. setosa** Gilg (sp. nov.) in sched. herb. *Hort. Bruxell.*

Rég. V : lisière des forêts de la partie occidentale, à Luculla, 1893 (Laurent).

C. urens Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 330.

Rég. II : pays des Monbouttou, Kussumbo (Schweinf. n° 3203).

DISTRIB. : Gabon.

LEGUMINOSACEÆ.

Subordo I — PAPILIONACEÆ.

89. CROTALARIA L.

† **C. Corneti** Dewèvre in *Bull. Soc. bot. Belg.* XXX 2 (1894) p. 99.

Rég. I · Katanga (Cornet).

C. globifera E. Mey. *Comment. pl. Afr. austr.* I (1835) p. 24; Benth. in *Lond. Journ. of Bot.* II (1843) p. 581; Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II p. 44.

C. macrostachya Sond. in *Linnæa* XXIII (1850) p. 26.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Afrique austr.

C. Hildebrandtii Vatke in *Oesterr. bot. Zeitschr.* XXIX (1879) p. 220).

Rég. V : Bas-Congo : parfois planté près des villages, oct. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop.

C. glauca Willd. *Sp. pl.* III (1803) p. 974; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 127; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 12.

Rég. III : entre Bolobo et Lukolela, déc. 1885 (Büttn. n° 229), Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. n° 228).

Distrib. : Afrique trop. occid., austro-or. et orient.

C. intermedia Kotschy in *Sitzungsber. Akad. Wien* (1864) p. 362 t. 3; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 37.

Rég. V : Zambi, avril 1893 (Dupuis).

Distrib. : bassin du Nil Blanc; Unyoro.

†**C. katangensis** Dewèvre in *Bull. Soc. bot. Belg.* XXXIII 2 (1894) p. 99.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Obs. Welwitsch a indiqué le *C. latifolia* L. dans le Congo (*portugais?*).

C. senegalensis Bacle in DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 133; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 165; Benth.

in *Lond. Journ. of Bot.* II (1843) p. 582; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 31.

C. macilenta Delile *Cent. pl. Afr.* (1826) p. 35 t. 3 fig. 2.

Congo (Johnston).

Distrib. : Iles du Cap Vert, Afrique trop. et austro-or.

C. striata DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 131; *Bot. Mag.* (1832) t. 3200; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 38 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 84.

C. Saltiana Andrews *Bot. Repos.* X (1811) t. 648.

C. pisiformis Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1831) p. 162.

C. Brownei Reichb. *Fl. exot.* IV (1832) t. 232.

Rég. III : Lone Island, nov. 1885 (Büttn. n° 227).

Rég. V : Boma, juin 1893 (Dupuis).

Distrib. : Asie, Afrique et Amérique trop.

90. INDIGOFERA L.

I. capitata Kotschy in *Sitzb. Akad. Wien, Math.-Nat.* II Abth. II (1865) p. 365 et *Pl. Binder.* p. 16 t. 6; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 75.

« Congo » (Burton, Welw.).

Rég. III : entre Bolobo et Lukolela, déc. 1885 (Büttn. n° 245).

Rég. V : Bas-Congo occid., sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. bor. (de la Sénégambie au Nil Blanc).

Obs. Welwitsch a indiqué l'*I. endecaphylla* Jacq. dans le Congo (*portugais?*).

I. erythrogramma Welw. mss. ex Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 73.

Congo (Demeuse).

Rég. III : Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. n° 248).

Distrib. : Angola.

I. hirsuta L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 751; Jacq. *Icon. pl. rar.* III t. 569; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 228; P. Beauv. *Fl. d'Oware* II p. 91 t. 119; Hook. *Comp. Bot. Mag.* II t. 24; Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II p. 194; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 88 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 98.

I. ferruginea Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 88.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn.).
Rég. V : Bas-Congo (Johnston).

Distrib. : Asie trop., Afrique trop. et austr., Australie bor.

Obs. Espèce déja figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* IX (1678-1703) t. 30.

91. TEPHROSIA Pers.

T. bracteolata Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 194; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 116.

Rég. III : Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. n° 223).

Distrib. : Afrique trop. occid., austro-occid. et or.; îles du Cap Vert.

T. lupinifolia DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 255; Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II p. 204; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 107.

Rhynchosia Cienkowskii Schweinf. *Reliq. Kotschyanæ* (1868) p. 31 t. 24-26.

Rég. V : « Congo, sables du bord de la mer » (Welw.).

Distrib. : Sénégambie, Bas-Niger, Kordofan, Angola, colonie du Cap.

T. lupinifolia var. **digitata** Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 107.

T. digitata DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 255.

Rég. III : entre Bolobo et Lukolela, déc. 1885 (Büttn. n° 22).

Distrib. : Sénégambie, Angola, colonie du Cap.

T. Vogelii Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 110; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 110.

Congo (Demeuse n° 349).
Rég. II : pays des Monbouttou, souvent cult. (Schweinf.).

Distrib. : Afrique trop. (de Fernando-Po au Zambèze).

92. MILLETIA Wight et Arn.

† **M. baptistarum** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 50.

Rég. V : Tondoa (Büttn.).

M. drastica Welw. mss. ex Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871).

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 252).
Rég. V : Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Angola.

M. ? Mannii Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 127.

Rég. III : Léopoldville (Hens).

Distrib. : Gabon.

M. Thonningii (Schumach. et Thonn.) Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 128.

Robinia — Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 349.

M. Griffoniana Baill. in *Adansonia* VI (1866) p. 222.

Rég. V : Bas-Congo (Hens n° 335), bords de la Msafo, juill. 1893 (Dupuis).

Distrib. : Afrique trop. occid. (de la Sénégambie à l'Angola).

93. SESBANIA Pers.

S. punctata DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 265; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 133.

Rég. V : Ponta da Lenha, 4 sept. 1874 (Naum.); Sicia, mars 1893 (Dupuis).

Distrib. : Toute l'Afrique tropicale.

94. HERMINIERA Guill. et Perr.

H. Elaphroxylon Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 201 t. 51; Walp. *Repert. Bot.* V p. 516; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 144.

Ædemone mirabilis Kotschy in *Oesterr. bot. Zeitschr.* V (1858) p. 116 t. 1.

Rég. III : Stanley-Pool (Hens).

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze).

95. CYCLOCARPA Afzel.

C. stellaris Afzel. mss. ex Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 151; Urban in *Jahrb. bot. Gart. Berl.* III (1884) p. 247.

Rég. III : Stanley-Pool (Teusz).

Distrib. : Sierra-Leone, Gabon.

96. ÆSCHYNOMENE L.

Æ. sensitiva Sw. *Fl. Ind. occid.* III (1806) p. 1276; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 147; BENTH. in MART. *Fl. Brasil.* XV 1 p. 58; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 147.

Rég. V : chute de N'tamo, 15 août (Hens sér. B n° 84).

DISTRIB. : Sénégambie, Amérique trop. (des Antilles au Brésil).

97. SMITHIA Ait.

S. Strobilanthes Welw. mss. ex Bak. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 154.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Angola ; pays des Batoka.

98. STYLOSANTHES Sw.

* **S. erecta** P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 28 t. 77; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 317; GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I p. 204; VOGEL in *Linnæa* XII (1838) p. 68; BAILL. in *Adansonia* VI p. 224; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 156; TAUB. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 23.

« Congo » (Welw.); Shark Point, 7 août 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Afrique trop. occid.; pays des Sofala.

99. ARACHIS L.

A. HYPOGÆA L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 741; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* IV t. 267; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 474; TURPIN *Dict. sc. nat.* t. 254 et 255; BAK. in OLIV. *Fl. trop.*

Afr. II p. 158; BENTH. in MART. *Fl. Brasil.* t. 23; BENTL. et TRIM. *Medic. Pl.* I t. 75.

Obs. Cette espèce, probablement originaire du Brésil, est largement cultivée au Congo et dans la région tropicale du monde entier. Elle a déjà été figurée dans Rumph *Herb. Amboin.* V (1741-55) t. 156.

100. DESMODIUM Desv.

D. hirtum Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 209; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 163.

D. setigerum E. Mey. *Comm. pl. Afr. austr.* (1843) p. 124; HARV. et SOND. *Fl. Capens.* II p. 229.

Congo (Hens n° 360).

DISTRIB. : Afrique trop. (de la Sénégambie à l'Angola et au Zambèze), Natal.

D. lasiocarpum DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 328; GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I p. 207; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 162.

D. latifolium DC. *loc. cit.* II (1825) p. 327; BAK. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 168.

Hedysarum deltoideum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 361.

Arthrosyne cordata Klotzsch in PETERS *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 39 t. 7.

Congo (Johnston).

Rég. III : Kibaka, nov. 1885 (Büttn. n° 242).

DISTRIB. : Inde, Malaisie, Afrique tropicale.

D. mauritianum DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 334; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 164.

Hedysarum fruticulosum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 363.

Bas-Congo (Hens n° 349).

DISTRIB. : Afrique trop. contin.; Maurice, Madagascar.

D. triflorum (L.) DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 334; Wight *Icon. pl. Ind. or.* I t. 291 et 292; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 166.

Hedysarum — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 749.
H. granulatum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 362.

Rég. III : Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. n° 243).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Guinée.

101. URARIA Desv.

U. picta (Jacq.) Desv. *Journ. de Bot.* III (1814) p. 122 t. 5 fig. 19; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 324; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 169.

Hedysarum — Jacq. *Icon. pl. rar.* III (1786-93) t. 567 et *Collect. bot.* II p. 260.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn. n° 209).

Distrib. : Afrique trop., Inde, Australie bor.

102. ALYSICARPUS Neck.

A. vaginalis (L.) DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 353; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 210; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 170.

Hedysarum — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 746.
Alysicarpus Harnieri Schweinf. *Reliq. Kotschyanæ* (1868) p. 24 t. 19.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Région tropicale de l'ancien monde; naturalisé en Amérique.

103. ABRUS L.

A. precatorius L. *Syst. veget.* ed. 12 (1767) p. 472; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* IV t. 275; LAM. *Pl. bot. Encycl.* t. 608; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 381; GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I p. 212; HARV. et SOND. *Fl. Capens.* II p. 263; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 175 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 175.

Rég. V : Boma, 5 sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Région tropicale du monde entier, mais souvent planté.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* VIII (1678-1703) t. 39.

104. GLYCINE L.

G. javanica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 754; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 242; BENTH. in *Journ. Linn. Soc.* VIII (1865) p. 260; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 178 et in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 183.

G. micrantha Hochst. ex A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 212.

G. moniliformis Hochst. ex A. Rich. *loc. cit.* I (1847) p. 211.

Rég. V : Mayombé, 7 juill. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Asie et Afrique trop., Natal.

— — form. **glabrescens** Büttn. in *Mitth. afr. Gesellsch.* V (1889) p. 266.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 255).

105. VIGNA Savi.

V. reticulata Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 310; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* V p. 198.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Bas-Niger, Angola.

V. sinensis (L.) Endl. ex Hassk. *Pl. Jav. rarior.* (1848) p. 386; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 386.

Dolichos — L. *Cent. pl.* II (1756) p. 28; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 399.
D. Catjang L. *Mant. pl.* II (1771) p. 259.
Vigna — Walp. in *Linnæa* XIII (1839) p. 538; A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I p. 219; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 205.

Rég. II : pays des Monbouttou.

Distrib. : Cultivé partout sous les tropiques.

V. vexillata (L.) Benth. in Mart. *Fl. Brasil.* XV 1 (1862) p. 194 t. 50 fig. 1; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 199; Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II p. 240.

Phaseolus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 724.
Plectrotropis hirsuta Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 338.
V. tuberosa A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 217 t. 42.

Rég. III : pays des Bangala, 12 juin 1888 (Hens sér. C nº 179).

Distrib. : Asie, Afrique, Amérique et Australie trop.

Obs. Le *V. oblonga* et le *Canavalia obtusifolia* DC., indiqués dans le Congo (portugais?) par Welwitsch, ont été retrouvés, en 1874, à Shark Point, par Naumann.

106. PSOPHOCARPUS Neck.

P. longepedunculatus Hassk. *Pl. Jav. rarior.* (1848) p. 388; Benth. in Mart. *Fl. Brasil.* XV 1 p. 197; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 209.

P. palustris Desv. in *Ann. sc. nat.* sér. 3 IX (1826) p. 420; Bak. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* I p. 212.

P. palmettorum Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 221.

Diesingia scandens Endl. *Atakta bot.* I (1833) t. 1 et 2.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Cette plante, d'origine douteuse, peut-être africaine, est cultivée dans toute la région tropicale.

— — var. **trilobus** Engl. *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 61.

Rég. V : Ponta da Lenha, 4 sept. 1874 (Naum. ex Engl.).

107. ERIOSEMA DC.

E. cajanoides Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 314; Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II p. 261; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 228.

Rhynchosia — Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 215.

Congo (Burton).

Rég. V : Lufu, 1888 (Hens sér. A n° 316), Zeuze, sept. 1893 (Laurent), Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze); Natal.

E. glomeratum (Guill. et Perr.) Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 313; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 228.

Rhynchosia — Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 216.

Glycine rufa Schumach. et Thonn. (non H. B. et K.) *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 344.
Eriosema — Baill. (non E. Mey.) in *Adansonia* VI (1866) p. 226.

Congo (Burton, Hens n° 297).
Rég. V : Bas-Congo, sept., oct. 1893 (Laurent), Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Afrique trop. (de Sierra-Leone à l'Angola et au Zambèze).

E. glomeratum var. **elongatum** Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 229.

E. elongatum Baill. in *Adansonia* VI (1866) p. 227.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 236).
Rég. V : Bas-Congo sept., oct. 1893 (Laurent n° 65).

Distrib. : Sénégambie.

108. ECASTAPHYLLUM Rich.

E. Brownei Pers. *Syn. pl.* II (1807) p. 277; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 420; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 232; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 236.

Hecastophyllum — Benth. in Mart. *Fl. Brasil.* XV 1 (1862) p. 228.
Pterocarpus Ecastaphyllum L. (ubi?) fide auct., Svensk Acad. (1769) t. 4; Descourtilz *Fl. des Antilles* IV t. 258.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. occid.; Amérique subtrop. et trop. (de la Floride au Brésil).

109. VOANDZEIA Thou.

V. **subterranea** Thou. *Gen. nov. Madag.* (1806) p. 23; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 207; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 254; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 207.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Origine inconnue, cultivé dans toute l'Afrique trop., austro-or. et austro-occid.

110. PACHYRHIZUS Rich.

P. **bulbosus** (L.) Kurz in *Journ. As. Soc. Beng.* XIV (1876) II p. 246.

Dolichos — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1020.
P. angulatus Fisch. ex DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 402; Benth. in Mart. *Fl. Brasil.* XV 1 p. 199 t. 53; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 208 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 207.
Tæniocarpum articulatum Desv. in *Ann. sc. nat.* sér. 1 IX (1826) p. 421.

Rég. V : Bas-Congo.

Distrib. : Origine douteuse; cultivé partout sous les tropiques.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rumph *Herb. Amboin.* V (1741-55) t. 132 fig. 1.

111. CAJANUS DC.

C. **indicus** Spreng. *Syst. veget.* III (1826) p. 248; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 216 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 217.

Cytisus Cajan L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 739.

C. pseudo-Cajan Jacq. *Hort. Vindob.* II (1772) t. 119.
C. guineensis Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 349.
C. bicolor DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 496; *Bot. Reg.* (1845) t. 31.

« Congo » (Burton).

Rég. V : Ponta da Lenha, 4 sept. 1874, et Boma, 5 sept. 1874 (Naum. ex Engl. *Bot. Jahrb.* VIII [1887] p. 61).

DISTRIB. : Origine douteuse (Inde?); région tropicale du monde entier. Cult. en grand.

112. RHYNCHOSIA Lour.

R. calycina Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 214; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 218.

Cyanospermum — HOOK. F. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 218.

Rég. III : Stanley-Pool, 8 août 1888 (Hens sér. B n° 86).

DISTRIB. : Sénégambie, Sierra-Leone, Fernando-Po.

† **R. congensis** Bak. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 271.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Burton).

R. Mannii Bak. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 271.

Rég. V : Bas-Congo (Hens).

DISTRIB. : Fernando-Po.

R. Memnonia (Delile) DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 386; HARV. et SOND. *Fl. Capens.* II p. 253; BAK. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 220.

Glycine — DELILE *Fl. Ægypt. Illustr.* (1813) p. 100 t. 38 fig. 3.

Rég. V : Tondoa, nov. 1885 (Büttn. n° 244).

DISTRIB. : Afrique trop. et austr., Arabie, Afghanistan.

113. DREPANOCARPUS G. F. W. Mey.

D. lunatus (L. f.) G. F. W. Mey. *Prim. fl. Essequeb.* (1818) p. 238; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 420; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 237; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 237.

Pterocarpus — L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 317.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. occid.; Amérique trop.

114. PTEROCARPUS L.

P. erinaceus Poir. *Encycl. méth. Bot.* V (1804) p. 728; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 419; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 229 t. 54; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 240.

Rég. IV : Koango, avril 1885 (Büttn.).

Distrib. : Angola, Niger, Sénégambie.

115. LONCHOCARPUS H. B. et K.

L. Barteri Benth. in *Journ. Linn. Soc.* IV (suppl.) (1860) p. 99; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 243.

L. Heudelotiana Baill. *Adansonia* VI (1866) p. 222.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégambie, Guinée.

L. sericeus (Poir.) H. B. et K. *Nov. gen. et sp.* VI (1823) p. 383; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 260; Benth. in *Journ. Linn. Soc.* IV (suppl.) (1860) p. 88; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 241.

Robinia — Poir. *Encycl. méth. Bot.* VI (1804) p. 226.

R. violacea P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 28 t. 76.
R. argentiflora Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 352.

Congo (Johnston).
Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Afrique trop. occid. (de la Sénégambie à l'Angola).

† **L. ? subulidentatus** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 53.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, 11 août 1884 (Büttn. n° 454).

116. BAPHIA Afz.

B. nitida Lodd. *Bot. Cub.* IV (1819) t. 367; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 424; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 249.

Podalyria hæmatoxylon Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 202.
Baphia — Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 324.

Congo (Johnston).

Distr. : Afrique trop. occid. (partie au nord du Congo).

B. pubescens Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 250; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 250.

B. laurifolia Baill. *Adansonia* VI (1866) p. 213.

Congo (Johnston).

Distrib. : Guinée.

B. spathacea Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 320; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 250.

Rég. III : Bangala, 2 juin 1888 (Hens sér. C n° 27).

Distrib. : Fernando-Po; Bas-Niger.

117. CAMOENSIA Welw.

C. **maxima** Welw. mss. ex Benth. in *Trans. Linn. Soc.* XXV (1866) p. 302 t. 36; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 252.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Johnston).

Distrib. : Angola.

Subordo II — CÆSALPINIEÆ.

118. CÆSALPINIA L.

C. **pulcherrima** (L.) Sw. *Observ. bot.* (1791) p. 166; Maund *The Botanist* IV t. 151; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 262 et in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 255.

Poinciania — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 380; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 484; Jacq. *Hist. stirp. Amer.* t. 120; *Bot. Mag.* (1807) t. 995.

Rég. V : Bas-Congo : Boma (Dupuis).

Distrib. : Paraît originaire d'Asie, cultivé partout sous les tropiques.

Obs. Rob. Brown a indiqué dans le Bas-Congo, d'après C. Smith, le *Guilandina Bonduc* Ait (*Cæsalpinia* — Roxb.). Baker dit qu'il n'a jamais vu d'échantillons africains de cette espèce et qu'il présume que tout ce que l'on a indiqué sous ce nom dans l'Afrique tropicale appartient au *C. Bonducella* Roxb. (*Guilandina* — L.). Bentl. et Trim. *Medic. Pl.* II t. 85. Cf. Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 262.

119. CASSIA L.

C. **Absus** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 376; Jacq. *Ecolg. pl.* t. 53; Nees *Pl. officin.* t. 348; DC. *Prodr. regn. veget.* II

p. 500; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 279; BAK. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 205.

C. viscosa Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 205.

C. Thonningii DC. *loc. cit.* II (1825) p. 500.

Rég. V : Lutété, févr. 1888 (Hens sér. A n°s 44 et 289).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Australie trop.

C. Kirkii Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 281.

Rég. I : Katanga (Cornet).
Rég. V : Lutété, 21 févr. 1888 (Hens sér. A n° 236).

DISTRIB. : Angola, Bas-Zambèze.

Obs. La forme du Katanga constitue la var. *microphylla* Dewèvre (*Bull. Soc. roy. bot. Belg.* XXXIII 2 p. 100).

C. mimosoides L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 379; VOGEL in WALP. *Repert. bot.* I p. 837; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 281; BAK. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 266.

C. geminata Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 281.

Rég. I : Katanga (Cornet), Musumma, vallée de la Lualaba supér. (Briart).

Rég. III : entre Bolobo et Lukolela, nov. 1885 (Büttn. n° 213; Stanley-Pool, janv. 1885 (Bütt. n° 211); Léopoldville (Hens sér. A n° 266).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Australie trop.; cosmopolite dans la région tropicale.

C. occidentalis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 377; *Bot. Reg.* (1816) t. 83; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 202; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* II t. 135; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 274; BAK. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 262.

Senna — ROXB. *Fl. Ind.* II (1832) p. 343.

Rég. III : pays des Bangala, 11 juin 1888 (Hens sér. C n° 138); Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 267).
Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Plante cosmopolite tropicale.

Obs. Espèce déjà figurée dans Martyn *Hist. pl. rarior.* (1728) t. 20.

C. Tora L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 376; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 263; Walp. *Repert. bot.* I p. 817; Oliv. *Fl. trop. Afr.* I p. 275; Bak. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 263.

Senna — Roxb. *Fl. Ind.* II (1832) p. 340.

Rég. V : grande herbe de la brousse près des villages, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Cosmopolite dans la région tropicale.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* II (1678-1703) t. 53.

120. BAUHINIA L.

B. reticulata DC. *Mém. fam. Légum.* XXVIII (1825) p. 484 et *Prodr. regn. veget.* II p. 515; Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I p. 266 t. 60; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 290 (err. cal. *articulata*).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégal, Égypte.

B. tomentosa L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 375; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 514; *Bot. Mag.* (1866) t. 5560; Bak. in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 275.

Rég. I : « savanes boisées du Katanga » (Cornet).
Rég. IV : Muene Putu Kassongo, juill. 1885 (Büttn.).
Rég. V : Bas-Congo (Hens sér. A n° 18).

DISTRIB. : Inde, îles Malaises, Chine, Afrique trop.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* I (1678) t. 35.

121. AFZELIA Sm.

A. africana Sm. in *Trans. Linn. Soc.* IV (1798) p. 221; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 507; GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I p. 263; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 302.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sénégambie, Bas-Niger.

122. CRYPTOSEPALUM Benth.

C. maraviense Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 304.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Bassin du lac Nyassa.

Obs. M. Dewèvre fait de la plante du Katanga une var. *minor* (*Bull. Soc. roy. bot. Belg.* XXXIII 2 [1892] p. 100).

123. TAMARINDUS.

T. indica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 34; JACQ. *Hist. stirp. Amer.* t. 13; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 488; *Bot. Mag.* (1851) t. 4563; DESCOURTILZ *Fl. des Antilles* II t. 120; NEES *Pl. officin.* t. 341; OLIV. *Pl. trop. Afr.* II p. 308; BEDDOME *Fl. Sylv.* t. 184; BAK. in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* I p. 273; BENTL. et TRIM. *Medic. Pl.* I t. 92.

Bords du Congo (Lopez).

DISTRIB. : « Répandu dans l'Inde et sous les tropiques, probablement indigène en Afrique » (BAK. in HOOK. F. *loc. cit.*).

Obs. Espèce déjà figurée dans Rheede *Hort. Malabar.* I (1678) t. 23.

124. BAIKIÆA Benth.

† **B. minor** Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 309.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith [1816], Burton, Laurent [1893]).

125. CYNOMETRA L.

C. Mannii Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 317.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), brousse à Boma, juin 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Gabon, Vieux-Calabar.

126. ERYTHROPHLÆUM Afzel.

E. guineense Don *Gen. syst. bot.* II (1832) p. 424; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 320.

Fillæa suaveolens Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* (1832) p. 242 t. 55.

E. ordale Bolle in PETERS *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 10.

Mavea judicialis Bertol. in *Mem. Acc. Sc. Bolog.* II (1850) p. 570 t. 39.

Congo (Johnston).

Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze).

Subordo III — MIMOSEÆ.

127. DICHROSTACHYA DC.

D. nutans Benth. in HOOK. *Journ. of Bot.* IV (1842) p. 355; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 333.

Desmanthus — DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 446.

Cailliea dichrostachys Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1832) p. 240.

Acacia spinosa E. Mey. *Comm. pl. Afr. austr.* I (1843) p. 170; Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* I p. 333.

« Congo » (Burton).

Rég. V : Bas-Congo, Lukungu, sept. 1888 (Hens sér. C n° 141 pr. p.); brousse du Bas-Congo, oct. 1893 (Laurent n° 34).

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze), Natal.

128. MIMOSA L. pr. p.

M. asperata L. *Syst. veget.* ed. 10 (1758-59) p. 1372; DC. *Mém. fam. Légum.* t. 63 et *Prodr. regn. veget.* II p. 428; Benth. in Hook. *Journ. of Bot.* IV (1842) p. 400; Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 335.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn.).

Rég. V : Tondoa, nov. 1884; Ponta da Lenha, 4 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Toute l'Afrique tropicale.

129. ACACIA Willd.

A. Farnesiana (L.) Willd. *Sp. pl.* IV (1806) p. 1083; Benth. in Hook. *Journ. of Bot.* (1842) p. 496 et in Mart. *Fl. Brasil.* XV 2 p. 394; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 346.

Mimosa — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 521.

Rég. V : Tondoa, nov. 1885 (Büttn. n° 238).

Distrib. : Afrique et Amérique trop.

Obs. D'après Oliver, cette espèce (d'origine américaine), ne serait qu'introduite dans l'Afrique tropicale, mais elle est si répandue au bords du Congo que cette manière de voir me paraît douteuse. (Büttn. in *Mitth. d. Afrik. Gesellsch.* V 3 p. 266.)

A. ataxacantha DC. *Prodr. regn. veget.* II (1825) p. 459; GUILL. et PERR. *Fl. Seneg. tent.* I p. 244; BENTH. in HOOK. *Journ. of Bot.* (1842) p. 511; OLIV. *Fl. trop. Afr.* I p. 343.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

DISTRIB. : Afr. trop. occid.-bor. (Sénégambie, Quorra).

130. ALBIZZIA Durazz.

A. versicolor Welw. ex Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 359.

Congo (Demeuse).

Rég. V : Bas-Congo orient., oct. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Angola; bassin du lac Nyassa.

ROSACEÆ.

131. CPRYSOBALANUS L.

C. ellipticus Soland. ex Sabine in *Trans. Hort. Soc.* V (1824) p. 453; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 526; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 366.

C. Icaco L. var. *elliptica* Hook. f. in MART. *Fl. Brasil.* XI 2 (1867) p. 7.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Niger, Lagos.

132. PARINARIUM Juss.

P. Mobola Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 368.

Rég. IV : Koango, août 1885 (Büttn. n° 38).

DISTRIB. : Afrique trop. (Angola, Batoka, Bas-Zambèze).

* **P. polyandrum** Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 370; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 370.

Distrib. : Afrique trop. occid. : Bas-Niger.

— — var. **cinereum** Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 47.

Rég. II : pays des Niamniam, bord de la rivière Ibba, 21 juin 1870 (Schweinf. n° 3989).

Distrib. : pays des Bongo.

P. subcordatum Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 367.

Congo (Demeuse n° 295).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Bas-Niger.

133. ACIOA Aubl.

A. Buchneri Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 88.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo (Büttn.).

Distrib. : Angola.

134. GRIFFONIA Hook. f.

G. Barteri Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 373.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 39).

Distrib. : Lagos, Vieux-Calabar.

CRASSULACEÆ.

135. KALANCHOE Adans.

K. coccinea Welw. mss. ex Britt. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 395.

Distrib. : Le type n'est indiqué que dans l'Angola.

K. coccinea var. **subsessilis** Britt. *loc. cit.*

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Bas-Zambèze.

RHIZOPHORACEÆ.

136. RHIZOPHORA L.

R. Mangle L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 443 ; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 32; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 408.

Rég. V : Bas-Congo (Johnston).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone ; Amérique trop.

R. racemosa G. F. W. Mey. *Prim. fl. Esseq.* (1818) p. 185 ; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 32; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 408.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sierra-Leone ; Bas-Niger.

Obs. Oliver fait quelques réserves (*loc. cit.*) quant à l'exacte détermination de cette espèce.

137. ANISOPHYLLEA Rob. Brown.

A. laurina R. Br. ex Sabine in *Trans. Hort. Soc.* V (1826) p. 446; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 413.

Anisophyllum — Don mss. ex Benth. et Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 342.

Rég. IV : Koango, 7 août 1885 (Büttn. n° 579).

Distrib. : Afrique trop. occid. (Sénégambie, Kameroun, Gabon).

COMBRETACEÆ.

138. COMBRETUM L.

C. confertum (Benth.) Laws. ex Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 422.

Poivrea — BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 338.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Fernando-Po.

C. constrictum (Benth.) Laws. ex Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 432.

Poivrea — BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 337.
P. mossambicensis Klotzsch in PETERS *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 78 t. 13.

Rég. III : Stanley-Pool, 19 août 1888 (Hens sér. B n° 36).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Mozambique, Zanzibar.

C. elæagnoides Klotzsch in PETERS *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 73; LAWS. ex OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 426.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent n° 28; Hens sér. B n° 36); Mayombé, sept. 1893 (Laurent n° 27).

DISTRIB. : Angola, Bas-Zambèze.

C. racemosum P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 90 t. 118; LAWS. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 424.

C. macrocarpum P. Beauv. *loc. cit.* II (1807) p. 90 t. 118 (fruct.).
C. corymbosum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 424.

C. trigonoides Perr. ex DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 20.

C. leucophyllum G. Don in *Edinb. Phil. Journ.* XI (1824) p. 346.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 35).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Fernando-Po ; Kameroun, Sierra-Leone, Angola.

C. racemosum var. **flammeum** Welw. mss. ex Laws. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 425.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, 7 juill. 1885 (Büttn. n° 36*a*) ; entre Bungi et Kingunchi, août 1885 (Büttn. n° 36).

DISTRIB. : Angola.

139. QUISQUALIS L.

Q. INDICA L. *Sp. pl.* ed. 2 (1762) p. 556 ; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 23 ; LAWS. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 435 ; C. B. CLARKE in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 459.

Q. ebracteata P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 57 t. 35.

Congo (Burton).

Rég. V : bord de la Lukulla à Zenze, sept. 1893 (Laurent n° 58).

DISTRIB. : Cultivé dans toute la région tropicale de l'ancien monde. Parait sauvage en Malaisie. (CLARKE, *loc. cit.*)

MYRTACEÆ.

140. EUGENIA L.

E. calophylloides DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 272; LAWS. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 437.

E. caryophylloides Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 359.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Fernando-Po.

E. cordata (Hochst.) Laws. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 438.

Syzygium — HOCHST. in HARV. et SOND. *Fl. Capens.* II (1862) p. 521.
S. cordifolium Klotzsch in PETERS *Reise n. Mossamb.* 1 (1862) p. 63 t. 11.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Bas-Zambèze, Natal.

E. owariensis P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 20 t. 70; LAWS. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 438.

Jambosa — DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 287.
Syzygium — BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 359.

Congo (Burton).
Rég. V : brousse du Bas-Congo, août 1893 (Laurent n° 96).

DISTRIB. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze).

141. NAPOLEONA P. Beauv.

* **N. imperialis** P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 29 t. 78; DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 550; LAWS. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 439.

N. Vogelii Planch. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 360 t. 49 et 50.

N. Heudelotii Juss. in *Ann. sc. nat.* sér. 3 II (1844) p. 227 t. 4.

N. Whitfieldii Dcne in *Rev. Hort.* (1853) p. 301 t. 10.

Bords du Koango (von Mechow).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone, Fernondo-Po, Vieux-Calabar, Gabon.

MELASTOMACEÆ.

142. OSBECKIA L.

* **O. Buræavi** Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII (1891) p. 335.

Congo franç. : Brazzaville (Tholl.).

O. congolensis Cogn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 95 et in DC. *Monog. phan.* VII p. 314.

Rég. III : bords du Congo près de Kibaka (Büttn. n° 24).

— — var. **robustior** Cogn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 95 et in DC. *Monog. phan.* VII pp. 314 et 1177.

Congo, oct. 1892 (Demeuse).
Rég. III : entre Bolobo et Lukolela (Büttn. n° 25); Stanley-Pool, 7 avril 1888 (Hens sér. B n° 62).

Distrib. : Loango.

143. TRISTEMMA Juss.

† **T. leiocalyx** Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII add. (1891) p. 1179.

Rég. III : Stanley-Pool (Hens sér. B n° 13).

T. Schumacheri Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* (1833) p. 311; NAUD. in *Ann. sc. nat.* sér. 3 XIII p. 297; BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* p. 353; HOOK. F. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 446; COGN. in DC. *Monog. phan.* pp. 361 et 1180.

T. incompletus R. Br. in TUCKEY's *Congo Exped.* append. (1818) p. 435.

Rég. III : pays des Bangala (Hens sér. C n° 191).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Lutété (Hens sér. B n° 32 pr. p.); Mayombé, 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Congo franç., Gabon, Sierra-Leone, Angola.

144. DISSOTIS Benth.

D. Autraniana Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII add. (1891) p. 1180.

Rég. V : Lutété, 17 avril 1888 (Hens sér. A n° 32 pr. p.).

D. Brazzæi Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII (1891) p. 372.

Rég. V : Lutété, 25 janv. 1888 (Hens sér. A n° 45).

DISTRIB. : Congo franç. (Franceville).

D. capitata (Don) Hook. f. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 449.

Melastoma — G. DON *Gen. Syst. Gard. and Bot.* II (1832) p. 764.
Heterotis — BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 352.
Tristemma erectum Guill. et Perr. *Fl. Seneg. tent.* I (1833) p. 312.
Melastomastrum — NAUD. in *Ann. sc. nat.* sér. 3 XIII (1849) p. 296 t. 5 fig. 4.

Rég. III : Lomami, mai 1891 (Descamps).
Rég. IV : Lusambo, 1892 (J. Duchesne).
Rég. ? : Lupundi, oct. 1892 (Demeuse n° 502).

DISTRIB. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Niger.

D. decumbens Triana *Melastom.* (1871) p. 58; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII p. 368.

Melastoma — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 69 t. 41.

Osbeckia — DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 143.

Le type n'a pas encore été indiqué au Congo.

Distrib. : Oware, Bas-Niger, Angola.

— — var. **minor** Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII (1891) p. 369.

Rég. III : pays des Bangala, 8 juin 1885 (Hens sér. C nº 164).

Distrib. : Congo français.

† **D. Hensii** Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII (1891) p. 372.

Rég. III : pays des Bangala, 5 juin 1888 (Hens sér. C nº 129).

D. Irvingiana Hook. f. in *Bot. Mag.* (1859) t. 5149 et in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 453; Triana *Melastom.* p. 57 t. 4 fig. 44*c*; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII p. 375.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Haute-Guinée, Abyssinie.

D. princeps (Bonpl.) Triana *Melastom.* (1871) p. 57; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VIII p. 375.

Rhexia — Bonpl. *Rhexia* p. 122 t. 46.

Osbeckia — DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 140; Naud. in *Ann. sc. nat.* sér. 3 XIV (1850) p. 54.

O. eximia Sond. in *Linnæa* XXIII (1850) p. 48 et in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II p. 518; Dietr. *Fl. Univers.* t. 88.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf.).

Distrib. : Afrique austro-or. et trop. orient.

D. prostrata Triana *Melastom.* (1871) p. 58; Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 452; Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 73 t. 39; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII p. 369.

Melastoma — Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 220.
Heterotis — Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 349.
Osbeckia zanzibarensis Naud. in *Ann. sc. nat.* sér. 3 XIV (1850) p. 55 t. 7 fig. 5.

Rég. III : pays des Bangala, 8 juin 1888 (Hens sér. C nº 164).

Rég. ? : Lulunka (Demeuse).

Distrib. : Du Quorra à l'Angola ; Zanzibar, Mozambique.

D. rotundifolia Triana *Melastom.* (1871) p. 58; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII p. 369.

Osbeckia — Sm. in Rees *Cyclop.* XXV (1814 ?) nº 20.
Melastoma plumosum D. Don in *Mem. Wern. Soc.* IV (1823) p. 290; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 147.
Heterotis — Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 348.
Dissotis — Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 452.

Rég. V : Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

Distrib. : Afrique trop. (de Sierra-Leone à l'Angola, Zanzibar).

D. segregata Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 350 et in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 448.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. nº 84).

Distrib. : Bas-Niger.

D. Thollonii Cogn. ex Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 96 et in DC. *Monog. phan.* VII p. 373 et 1180.

« Ad flumen Congo, n° 26 » (Büttn.).

Rég. III : Stanley-Pool, 10 oct. 1888 (Hens sér. B n° 6).

DISTRIB. : Congo franç. (Brazzaville).

D. villosa Hook. f. (non Triana) in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 450; COGN. in DC. *Monog. phan.* VII p. 367.

Rég. V : Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Haute-Guinée.

145. BARBEYASTRUM Cogn.

* **B. corymbosum** Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII (1891) p. 376.

Congo franç. : distr. de Bateke (Brazza).

146. AMPHIBLEMMA Naud.

A. setosum Hook. f. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 456; TRIANA *Melastom.* p. 79; COGN. in DC. *Monog. phan.* VII p. 527.

Rég. I : Nyangué (Pogge).

DISTRIB. : Sierra de Crystal, Munda, Congo français.

147. DICELLANDRA Hook. f.

D. Barteri Hook. f. in BENTH. et HOOK. *Gen. pl.* I (1865) p. 757 et in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 459; TRIANA *Melastom.* p. 168 t. 7 fig. 85*b*; COGN. in DC. *Monog. phan.* VIII p. 546.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3166).

DISTRIB. : Fernando-Po, Kameroun, Lagos.

148. MEMECYLON L.

M. membranifolium Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 462; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VII p. 1135.

Rég. V : forêt à Zeuze, sept. 1893 (Laurent n° 51).

Distrib. : Haute-Guinée (Fernando-Po; Ambas Bay); Angola.

M. polyanthemos Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 463; Cogn. in DC. *Monog. phan.* VIII p. 1160.

M. Afzelii R. Br. ex Triana *Melastom.* (1871) p. 156.

Le type est indiqué à Sierra-Leone, au Congo français, au Gabon et dans l'Angola.

— — var. **grandifolium** Cogn. in DC. *Monog. phan.* VIII (1891) p. 1161.

Rég. IV : rives du Koango (von Mechow n° 515).

LYTHRACEÆ.

149. ROTALA L.

R. fontinalis (Bell.) Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 468; Koehne in Engl. *Bot. Jahrb.* I p. 167.

Suffrenia — Bell. in *Act. Acad. Taur.* (1794) p. 495; Cesati *Stirp. Ital. rar.* t. X.
S. capensis Harv. *Thes. Capens.* II (1863) t. 189.
Ammania — Baill. *Hist. des pl.* VI (1877) p. 438 fig. 420.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Angola, Zambèze, colonie du Cap.

150. AMMANIA Houst.

A. multiflora Roxb. *Hort. Bengal.* (1814) p. 11 et *Fl. Ind.* I p. 447; Spreng. *Syst. veget.* I p. 444; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 79; Koehne in Engl. *Bot. Jahrb.* I p. 247.

A. senegalensis Lam. var. — Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 477.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith et Naumann fide Koehne *loc. cit.* IV p. 414).

Distrib. : Régions chaudes de l'Asie, de l'Afrique, de l'Amérique et de l'Australie.

A. salicifolia Monti in *Comm. Bonon.* I (1767) p. 112 cum icone; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 478; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 569.

A. ægyptiaca Willd. *Hort. Berol.* (1816) t. 6.
A. verticillata Lam. *Encycl. méth. Bot.* I (1783) p. 131 et *Illustr. genr. Encycl.* I t. 77 fig. 3; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 79.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop., Inde.

ONAGRARIACEÆ.

151. JUSSIÆA L.

J. acuminata Sw. *Fl. Ind. occid.* II (1800) p. 745; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 54; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 489.

Congo (Burton).
Rég. IV : Kingunchi, août 1885 (Büttn. n° 53).

Distrib. : Afrique et Amérique trop.

Obs. M. Micheli (in Martius *Fl. Brasil.* XIII 2 p. 163) réunit cette espèce à la suivante.

J. linifolia Vahl *Eclog. Amer.* II (1798) p. 32; DC. *Prodr. regn. veget.* II p. 55; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 489; M. Micheli in Mart. *Fl. Brasil.* XIII 2 p. 163 t. 33.

Congo (Burton).

Distrib. : Afrique et Amérique trop.

J. pilosa Kunth in Humb. et Bonpl. *Nov. gen. et sp. pl.* VI (1823) p. 101 t. 5324; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 53; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 488; M. Micheli in Mart. *Fl. Brasil.* XIII 2 p. 164.

Congo (Johnston).
Rég. IV : Kingunchi, août 1885 (Büttn. n° 51).
Rég. V : N'tamo, 9 sept. 1885 (Hens sér. B n° 181.

Distrib. : Afrique et Amérique trop.

J. suffruticosa L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 388; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 58; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 587; M. Micheli in Mart. *Fl. Brasil.* XIII 2 p. 169.

J. villosa Lam. *Encycl. meth. Bot.* III (1789) p. 331 et *Illustr. genr. Encycl.* II t. 280 fig. 3; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 489.

Rég. V : Bas-Congo (Hens sér. A n° 240).

Distrib. : Régions tropicales du monde entier.

SAMYDACEÆ.

152. HOMALIUM Jacq.

H. africanum (Hook. f.) Benth. in *Journ. Linn. Soc.* IV (1860) p. 35; Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 497.

Blackwellia — Hook. f. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 361.

Congo (Johnston).

Distrib. : Sénégal, Sierra-Leone, Fernando-Po, Lagos.

153. BYRSANTHUS Guill.

B. epigynus Mast. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 499.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sénégambie.

TURNERACEÆ.

154. WORMSKIOLDIA Schumach. et Thonn.

W. lobata Urban *Monog. Fam. Turneraceen* (1883) p. 52.

Rég. V : Lutété (Hens).

DISTRIB. : Angola, Ukamba, pays des Djur.

W. pilosa (Willd.) Schweinf. mss. ex Urban *Monog. Fam. Turneraceen* (1883) p. 54.

Raphanus — WILLD. *Sp. pl.* III (1801) p. 562.
W. heterophylla Schumach. et Thonn. in DC. *Prodr. regn. veget.* I (1824) p. 240 et *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 165; MAST. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 502.
Cleome raphanoides DC. *loc. cit.* I (1824) p. 240.

Congo (Johnston).

DISTRIB. : Haute-Guinée; pays des Matamma, Mozambique.

PASSIFLORACEÆ.

155. ADENIA Forsk.

A. panduræformis Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 377.

Rég. II : pays des Monbouttou, Munsa (Schweinf. n° 3485).

DISTRIB. : pays des Niamniam, Boddoh, févr. 1870 (Schweinf. n° 2947).

† **A. Schweinfurthii** Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 377.

Rég. II : pays des Monbouttou, avril 1870 (Schweinf. n° 3485).

* **A. venenata** Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 77 ; Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 379.

Modecca abyssinica Hochst. in Schimp. *Fl. Abyss.* sect. 3 n° 1572 et in A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 297.

Pays des Niamniam, au Nabambisso (Schweinf. n° 3738).

Distrib. : Abyssinie, Afrique centr.-or.

156. OPHIOCAULON Hook. f.

O. cissampeloides (Planch.) Mast. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 518.

Modecca — Planch. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 365.

Rég. IV : Mukenge, févr. 1883 (Pogge n° 948).

Distrib. : Afrique trop. occid. (Fernando-Po, Bas-Niger, Gabon, Angola).

† **O. lanceolatum** Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 386.

Rég. IV : Mukenge, oct. 1882 (Pogge n° 954).

† **O. Poggei** Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 386.

Rég. IV : Mukenge, janv. 1883 (Pogge n° 947).

157. PAROPSIA Noronha.

P. reticulata Engl. in *Bot. Jahrb.* XIV (1892) p. 391.

Le type n'a encore été trouvé que dans l'Angola.

— — var. **ovatifolia** Engl. *loc. cit.* XIV (1892) p. 391.

Rég. IV : sine loco (Pogge n° 951).

Obs. D'après le numéro de récolte, il est certain que cette variété a été récoltée dans l'État Indépendant.

CUCURBITACEÆ.

158. PEPONIA Naud.

*P. **dissecta** Cogn. in *Bull. Acad. roy. Belg.* sér. 3 XVI (1888) p. 234.

Congo franç. : Brazzaville, nov. 1884 (Thollon nº 449).

159. ADENOPUS Benth.

A. **breviflorus** Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 372; HOOK. F. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 528 (excl. syn. *Lagen. mascarena*); COGN. in DC. *Monog. phan.* III p. 412.

Lagenaria angolensis Naud. in *Ann. sc. nat.* sér. 5 V (1866) p. 10.

Congo (Johnston).

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. nº 3179).

DISTRIB. : Toute l'Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze).

160. COGNIAUXIA Baill.

C. **cordifolia** Cogn. in *Bull. Acad. roy. Belg.* sér. 3 XIV (1887) p. 350.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. nº 19).

DISTRIB. : Congo français.

C. **podolæna** Baill. in *Bull. Soc. Linn. Paris* I (1884) p. 432; COGN. in *Bull. Acad. roy. Belg.* sér. 3 XVI (1888) p. 236.

Rég. III : Stanley-Pool, 15 août 1888 (Hens sér. B nº 35).
Rég. V : forêts du Mayombé, août 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Congo franç., Gabon, Kameroun.

†C. **trilobata** Cogn. (sp. nov.). — Foliis pro genere satis parvis, ovato-triangularibus, utrinque glaberrimis et tenuiter valde reticulatis, leviter vel usque ad medium trilobatis rariis 5-lobatis, lobis breviter acuminatis mar-

gine subintegerrimis vel undulato-crenulatis; racemis masculis folio paulo brevioribus, superne 10-20-floris; pedicellis longiusculis, sub apice bracteatis; calyce dense furfuraceo-puberulo; staminum filamentis longiusculis.

Radix perpendicularis. Rami scandentes, satis graciles, angulato-sulcati, glabrati, 5-6 m. longi. Petioli 3-6 cm. longi. Folia rigidiuscula, supra intense viridia, subtus satis pallidiora, 11-16 cm. longa, 8-13 cm. lata; sinus basilaris satis angustus, 2-3 cm. profundus; nervi subtus valde prominentes, laterales imum sinum marginantes. Cirrhi robustiusculi, elongati, profunde bifidi. Pedunculus communis masculus satis gracilis, striatus, glaber, 1-1 1/2 dm. longus; pedicelli erecto-patuli, graciles, dense furfuracea puberuli, 1 1/2-2 1/2 cm. longi. Bracteæ lineares, acuti, valde arcuati, 6-9 mm. longi. Calycis tubus anguste cylindricus, apice abrupte dilatatus, 14-17 mm. longus, ad medium 1 1/2 mm. et ad apicem 4 mm. latus; dentes triangulari-subulati, basi remoti, patuli, 2 mm. longi. Petala patula, flava-aurantiaca, oblongo-lanceolata, anguste acuminata, trinervia, membranacea, utrinque tenuiter furfuracea, 20-28 mm. longa, 6-9 mm. lata (in specimina unica usque 35 mm. longa et 18 mm. lata). Stamina exserta, filamentis crassiusculis, 6 mm. longis; antheræ 3, una unilocularis, cæteræ biloculares, vel 3 omnes uniloculares, 5-6 mm. longæ, loculis flexuosis. Fructus elliptico-ovoideus, teres, basi rotundatus, apice abrupte apiculatus, flavescens et viridi-multistriatus, trilocularis, polyspermus, 1 dm. longus, 5-6 cm. crassus. Semina albescentia, sublævia, oblique oblonga, margine indivisa obtusissima, basi obtuse bilobata, apice satis attenuata, 28-29 mm. longa, 13 mm. lata, 7 mm. crassa.

Habitat ad margines sylvarum locis humidis arenosisque prope Bangala altit. 330 m. (Fr. Hens, *Pl. du Congo*, sér. C, n° 105) in Congo loco haud indicato (Demeuse, n° 117). — Floret junio-septembri.

Obs. Le pays des Bangala est dans notre région III.

Le *C. trilobata* était encore inédit; nous sommes heureux que le savant monographe de la famille ait bien voulu nous permettre d'en publier la description.

161. MOMORDICA L.

M. Charantia L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1433; *Bot. Mag.* (1824) t. 2455; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 311; Wight *Icon. pl. Ind. or.* II t. 504 et *Illustr. Ind. Bot.* I t. 105*bis*; Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 537; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 616; Cogn. in DC. *Monog. phan.* III p. 436.

Le type n'a pas été trouvé dans l'État Indépendant; il existe à Mongo (Congo franç.); c'est une espèce répandue dans la région tropicale du monde entier.

— — var. **abbreviata** Seringe in DC. *Prodr. regn. veget.* III (1828) p. 311; Cogn. *loc. cit.* III p. 437.

M. anthelmintica Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 423).

Rég. III : Stanley-Pool, 3 août 1888 (Hens sér. B n° 7).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Sicia, 1893 (Dupuis n° 27).

Distrib. : Afrique trop., Indes or. et occid., Amérique centr. et mérid

M. cissoides Planch. mss. ex Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 370; Walp. *Annal. bot.* II p. 645; Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 535; Cogn. in DC. *Monog. phan.* III p. 430.

M. guttata et *maculata* Planch. mss. ex Benth. in Hook. *loc. cit.* (1849) p. 371.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n°s 3309 et 3421).
Rég. III : Bolobo (Büttn. n° 473).

Distrib. : Afrique trop. occid. (de la Sénégambie à l'Angola).

162. LAGENARIA Ser.

* **L. vulgaris** Ser. in *Mém. Soc. Genève* III 1 (1825) p. 25 t. 2 et in DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 299; Descourtilz *Fl. des Antilles* V p. 85 t. 325; Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 529; Cogn. in DC. *Monog. phan.* III p. 417.

Cucurbita Lagenaria L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1010; Vell. *Fl. Flum.* X t. 98.

Congo franç. : Brazzaville (Thollon n° 451).

Distrib. : Afrique trop. et Indes orient.; mais cultivé et subsp. dans toute la zone tropicale.

Obs. Espèce, sans aucun doute, répandue dans l'État Indépendant.

163. MOMORDICA L.

M. pterocarpa Hochst. in Schimp. *Pl. Abyss.* n° 187 et in A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 292; Naud. in *Ann. sc. nat.* sér. 5 V (1866) p. 24; *Rev. Hort.* (1865) p. 349; Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 536; Cogn. in DC. *Monog. phan.* II p. 431.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. n°s 3759 et 3835).

Distrib. : Abyssinie.

164. LUFFA L.

L. cylindrica Roem. *Synops. monogr.* fasc. II (1841) p. 63; Cogn. in DC. *Monog. phan.* III p. 456.

Momordica — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1009.
L. ægyptiaca Mill. *Gard. Dict.* ed. VIII (1768) n° 1; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 530.

L. pentandra Roxb. *Hort. Beng.* (1814) p. 70; Wight *Icon. pl. Ind. or.* II t. 499 et *Illustr. Ind. Bot.* I t. 105*bis*.

Rég. V : Lutété (Hens sér. A n° 11 et sér. B n° 23).

Distrib. : Toute la région tropicale de l'ancien monde; cult. et subsp. dans l'Amérique trop.

166. CUCUMIS L.

C. **hirsutus** Sond. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* II (1862) p. 497; Cogn. in DC. *Monog. phan.* II p. 489.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. n° 3304).

Distrib. : Natal; colonie du Cap; Mozambique.

166. CUCUMEROPSIS Naud.

C. **edulis** (Hook. f.) Cogn. in DC. *Monog. phan.* III (1881) p. 518.

Cladosicyos — Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 518.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n°s 3207, 3462 et 3595).

Distr. : Afrique trop.-occid. (de Sierra-Leone à l'Angola).

167. PHYSEDRA Hook. f.

P. **Barteri** (Hook. f.) Cogn. in DC. *Monog. phan.* III (1881) p. 525.

Staphylosyce — Hook. f. in Benth. et Hook. *Gen. pl.* I (1867) p. 829 et in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 555.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3581).

Distrib. : Bas-Niger, Fernando-Po.

168. MELOTHRIA L.

M. capillacea (Schumach. et Thonn.) Cogn. in DC. *Monog. phan.* III (1881) p. 600.

Bryonia — SCHUMACH. et THONN. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 430; WALP. *Repert. bot.* II p. 198; ROEM. *Synops. monogr.* II p. 36.

M. triangularis Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 367; HOOK. F. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 562.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n° 58).

DISTRIB. : Haute-Guinée, Angola; région d'Unyoro (Afr. centr. or.).

M. deltoidea (Schumach. et Thonn.) Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 308; HOOK. F. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 563; COGN. in DC. *Monog. phan.* III p. 594.

Bryonia — SCHUMACH. et THONN. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 420.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n° 2).

DISTRIB. : Sénégal, Bas-Niger, Gabon.

M. maderaspatana (L.) Cogn. in DC. *Monog. phan.* III p. 623.

Cucumis — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1012.

Bryonia scabrella L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 424; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* II t. 501.

Mukia — ARN. in HOOK. *Journ. of Bot.* III (1851) p. 276; WIGHT *Illustr. Ind. Bot.* II t. 105; HARV. et SOND. *Fl. Capens.* II p. 489; HOOK. F. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 561.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n° 34); Lutété, 31 janv. 1888 (Hens sér. A n° 21).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Australie trop.

M. tridactyla Hook. f. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1871) p. 562; Cogn. in DC. *Monog. phan.* III p. 596.

M. Thwaitesii Schweinf. *Reliq. Kotschyanæ* (1868) p. 44 t. 29 (excl. syn. et descr. fruct.).

Congo (Burton).

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3492) et des Niamniam (Schweinf.).

Distrib. : Afrique trop. contin. et insul.

BEGONIACEÆ.

169. BEGONIA L.

B. Sutherlandi Hook. f. in *Bot. Mag.* (1868) t. 5689.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Afrique austr.

CACTACEÆ.

170. RHIPSALIS Gaertn.

R. Cassytha Gaertn. *De fruct. et semin.* I (1788) p. 137 t. 28 fig. 1; DC. *Prodr. regn. veget.* III p. 476; Lodd. *Bot. Cab.* (1824) t. 865; *Bot. Mag.* (1858) t. 3080; Hook. *Exot. Fl.* t. 2; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 581; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 658.

Rég. V : Bas-Congo orient. « Vunga », oct. 1893 (Laurent n° 33).

Distrib. : Ilha do Principe, Fernando-Po, Angola, Moramballa, Maurice, Ceylan, Amérique trop.

FICOIDACEÆ.

171. SESUVIUM L.

* **S. congense** Welw. mss. ex Oliv. *Fl. trop. Afr.* II (1876) p. 586.

Cette espèce du Congo portugais a été retrouvée à Shark Point, par Naumann, le 7 septembre 1874.

172. MOLLUGO L.

M. Glinus A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 48; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 590.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Johnston).

Distrib. : Plante cosmopolite dans les régions chaudes du monde entier.

M. Spergula L. *Syst. veget.* ed. X (1759) p. 881; DC. *Prodr. regn. veget.* I p. 391; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 590; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* II p. 662.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Inde; Afrique et Australie trop.

173. GISEKIA L.

G. Miltus Fenzl *Nov. stirp. dec. Vind.* X p. 86; DC. *Prodr. regn. veget.* XIII 2 p. 28; Oliv. *Fl. trop. Afr.* II p. 594.

Miltus africanus Lour. *Fl. Cochinch.* (1790) p. 302.
Glinus mozambicensis Spreng. *Syst. veget.* II (1825) p. 467.

Rég. III : Msuata et Bolobo, nov. 1885 (Büttn.).

Distrib. : Angola, Mozambique.

G. pharnaceoides L. *Mant. pl.* II (1771) p. 562; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* t. 1167; DC. *Prodr. regn. veget.* XIII 2 p. 27; OLIV. *Fl. trop. Afr.* II p. 594; CLARKE in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 664.

Rég. III : Stanley-Pool, 30 juill. 1888 (Hens sér. B n° 309).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Inde, Afghanistan, Asie, Afrique trop.

UMBELLIFERACEÆ.

174. HYDROCOTYLE L.

H. asiatica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 234; DC. *Prodr. regn. veget.* IV p. 62; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* II t. 656; OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 6; CLARKE in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* II p. 669.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Rég. trop. et subtrop. du monde entier.

175. PEUCEDANUM L.

P. araliaceum (Hochst.) Benth. et Hook. ex Vatke in *Linnæa* XL (1876) p. 188.

Steganotænia — HOCHST. ex A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 328.

Congo (Büttn.).

DISTRIB. : Abyssinie.

P. fraxinifolium Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1871) p. 22.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Abyssinie.

RUBIACEÆ.

176. SARCOCEPHALUS Afzel.

S. Russeggeri Kotschy ex Schweinf. *Reliq. Kotschyanæ* (1868) p. 49 t. 33 (excl. fig. 6-7, 9-12; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 39.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

DISTRIB. : Sennaar, Madi ; pays des Djur et des Niam-niam.

S. sambucinus (T. Winterb.) K. Schum. in ENGL. et PRANTL *Natürl. Pflanzenf.* IV 4 (1891) p. 59.

Nauclea — T. WINTERB. *Account of Sierra Leone* II (1803) p. 45.
S. esculentus Afzel. ex Sabine in *Trans. Hort. Soc.* V (1824) p. 442 t. 18; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 38.
Cephaelis — SCHUMACH. et THONN. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 105.

Rég. V : Bas-Congo or. : petit arbre de la brousse, oct. 1893 (Laurent); Ponta da Lenha, 1876 (Naum.).

DISTRIB. : Haute-Guinée.

177. STEPHEGYNE Korth.

S. africana (Willd.) Walp. *Repert. bot.* II (1852) p. 513; BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* p. 380 t. 37.

Nauclea — WILLD. *Sp. pl.* I (1797) p. 929; DC. *Prodr. regn. veget.* IV p. 345.
Mitragyne — KORTH. *Obs. Naucl. Ind.* (1839) p. 19; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 40.

Platanocarpum africanum Hook. f. in Hook. *Icon. pl.* VIII (1848) t. 787.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).

Distrib. : De la Guinée au Bahr-el-Ghazal.

S. stipulosa (an err. calam. *stipulata*) (DC.) Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1873) p. 31.

Nauclea — DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 346.
N. stipulacea G. Don *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 469.
N. macrophylla Perr. et Leprieur (non Roxb.) ex DC. *loc. cit.* IV (1830) p. 346.
Mitragyne — Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 40.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).
Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf.).

Distrib. : Afrique occid. (de la Gambie à l'Angola); pays des Djur.

178. UNCARIA Schreb.

U. africana G. Don *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 471; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 41; Hook. *Icon. pl.* VIII t. 781; Benth. in Hook. *Niger Fl.* p. 381 t. 42.

Nauclea — Walp. (non Willd.) *Repert. bot.* II (1852) p. 512.

Rég. II : pays des Monbouttou.

Distrib. : Sierra-Leone; Bas-Niger, ? Comores.

179. CORYNANTHE Welw.

C. paniculata Welw. in *Trans. Linn. Soc.* XXVII (1869) p. 37 t. 14; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 43.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Angola.

180. CROSSOPTERYX Fenzl.

C. febrifuga (Afzel.) Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 381.

Rondeletia — Afzel. ex G. Don *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 516.

C. Kotschyana Fenzl in Endl. et Fenzl *Nov. stirp. Dec.* (1839) p. 46; Kotschy et Peyr. *Pl. Tinn.* p. 32 t. 15*a* et *b*; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 44.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : De la Sénégambie au Nil et au Zambèze).

181. VIRECTA Afzel.

V. procumbens Smith in Rees *Cyclop.* XXXVIII (1817) n° 2; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 48.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Hens n° 321).

Distrib. : Sierra-Leone, Bas-Niger, ? Angola.

182. OTOMERIA Benth.

† **O. lanceolata** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 50.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Burton, Johnston, Hens n° 320).

O. madiensis Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 83 t. 47; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 49.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Région de Madi.

183. OLDENLANDIA L.

O. Bojeri (Klotzsch) Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 23.

Agathisanthemum — Klotzsch in Peters *Reise nach Mossamb.* I (1862) p. 294.
Hedyotis — Vatke in *Oesterr. bot. Zeitschr.* XXV (1875) p. 252.

Rég. V : Lutété, 13 févr. 1888 (Hens sér. A n° 230).

Distrib. : De Zanzibar au Mozambique, Comores, Madagascar.

O. caffra Eckl. et Zeyh. *Enum. pl. Afr. austr.* (1836) n° 2291; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 58.

Hedyotis — Steud. *Nomencl. bot.* ed. 2 I (1841) p. 726.
Kohautia setifera DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 430.
Hedyotis — Sond. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III (1864) p. 10.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Angola, Zanzibar, Mozambique, Natal, colonie du Cap.

O. capensis L. f. *Supp. pl.* (1781) p. 127; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 63.

Hedyotis — Lam. *Ill. genr. Encycl.* I (1791) p. 271; Sond. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 9.

H. sabulosa DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 424.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Afrique trop. et austr., Madagascar, Syrie.

O. corymbosa L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 119; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 62.

Hedyotis — Vatke in *Oesterr. bot. Zeitschr.* XXV (1875) p. 232.
O. herbacea DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 425.

Rég. III : Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 159); Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 160).
Rég. V : Bas-Congo (Burton, C. Smith).

Distrib. : Cosmopolite dans la région tropicale du monde entier.

O. decumbens (Hochst.) Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 55.

Hedyotis — Hochst. in *Flora* (1844) p. 552; Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 11.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Johnston); Lutété, 11 févr. 1888 (Hens sér. A n° 226).

Distrib. : Bas-Niger, Kameroun, Zanzibar, Mozambique, Natal, Madagascar.

* **O. effusa** Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 84 t. 48; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 59.

Kohautia (sp. n.) Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 403.

Bassin du lac Tanganika (Cameron).

Distrib. : Sénégambie, région de M'geta (Mozambique).

O. Heynei (R. Br.) Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 84; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 59; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* III p. 65.

Hedyotis — R. Br. in Wall. *Catal.* (1829) n° 867.
H. dichotoma A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 361.

Rég. V : Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

Distrib. : De Sierra-Leone à l'Abyssinie ; Natal, Inde.

O. lancifolia (Schumach. et Thonn.) Schweinf. mss. ex Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 61.

Hedyotis — Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 72.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Guinée ; Bas-Niger ; région de Madi.

O. macrophylla DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 427 ; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 63.

Hedyotis pentandra Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 71.
Oldenlandia — DC. (non Retz.) *loc. cit.* IV (1830) p. 427.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afr. trop. ; Natal, Iles Seychelles et Anjorian.

184. MUSSÆNDA L.

M. arcuata Poir. in Lam. *Encycl. méth. Bot.* IV (1797) p. 392 ; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 68.

Landia astrographa et *stelligera* Comm. ex DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 372.

Rég. IV : Mueno Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 145).

Distrib. : Afrique austro-occid., occid., centr. et orient.

M. elegans Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 117; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 70.

Gardenia coccinea G. Don in *Edinb. Phil. Journ.* XI (1824) p. 343.

Bertiera — G. Don *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 506.

M. discolor Thonn. ex DC. (non Thou.) *Prodr. regn. veget.* III (1830) p. 372.

Congo (Johnston).
Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Haute-Guinée, Angola.

M. erythrophylla Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl* (1827) p. 116; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 69.

M. splendida Welw. in *Trans. Linn. Soc.* XXVII (1867) p. 36 t. 13.

Congo (Johnston).
Rég. II : pays des Monbouttou et des Niamniam (Schw.)
Rég. V : Zenze, sept. 1893 (Laurent n° 102).

Distrib. : Haute-Guinée, Loango, Angola.

† **M. heinsioides** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 70.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

† **M. hispida** Engl. *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 66.

Rég. V : Bas-Congo, 5 sept. 1874 (Naum.).

M. luteola Delile (non Hochst.) *Cent. pl. Afr. Caill.* (1826) p. 65 t. 1 fig. 1; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 71.

Vignaudia — Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 282.

Rég. V : Boma, juin 1893 (Dupuis n° 51).

Distrib. : Nubie, bassin du Nil Blanc, région de Madi, pays des Mittou.

† **M. ? platyphylla** Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 70.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

† **M. stenocarpa** Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 68.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

— — form. **congensis** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 83.

Rég. III : Équateurville, 17 nov. 1885 (Büttn. nº 144).

Obs. Johnston a indiqué avec doute le *M. grandiflora* Benth. dans le Bas-Congo.

185. UROPHYLLUM Wall.

† **U. viridiflorum** Schweinf. ex Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 74.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

186. SABICEA Aubl.

S. capitellata Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 398; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 76.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Fernando-Po; Kameroun.

† **S. Schumanniana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 76.

Rég. III : bois du Congo central, entre Lukolela et Bolobo, 10 nov. 1885 (Büttn. nº 447).

† **S. Kolbeana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 78.

Rég. IV : bois des bords du Koango, 16 août 1885 (Büttn. nº 440).

187. HEINSIA DC.

H. jasminiflora DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 390; *Bot. Mag.* (1846) t. 4207; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 81.

Gardenia crinita Afzel. *Stirp. Guin. Medic. spec.* (1829) p. 13.

Rég. III : Kibaka, nov. 1885 (Büttn. n° 150); Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 149).

Rég. V : Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent n° 66).

Distrib. : Afrique trop. occid. (non signalé dans l'intérieur).

188. BERTIERA Aubl.

B. laxa Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 85; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 85.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Fernando-Po ; Sierra-Leone, São Thomé.

189. LEPTACTINIA Hook. f.

* **L. heinsioides** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 88.

Bassin du lac Tanganika (Cameron).

† **L. Laurentiana** Dewèvre in *Bull. Soc. roy. bot. Belg.* XXXIII 2 (1894) p. 102 et XXXIV 2 (1895) p. 95.

Rég. V : forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent n° 106).

† **L. Leopoldi II** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 75.

Rég. III : bords du Congo, entre Bolobo et Lukolela, 10 nov. et 3 déc. 1885 (Büttn. n°s 436 et 448).

190. TARENNA Gaertn.

† **T. congensis** Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 91.
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

191. RANDIA L.

R. acuminata (G. Don) Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 385; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 95.

Gardenia — G. DON *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 499.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

DISTR. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Fernando-Po, Gabon.

R. longiflora (Salisb.) Nob.

Rothmannia — SALISB. *Parad. Londin.* (1807) t. 65.
Randia maculata DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 388; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 96.
Gardenia speciosa A. Rich. in *Mém. Soc. hist. nat. Paris* V (1834) p. 240.
G. Stanleyana Hook. ex Lindl. in *Bot. Reg.* (1845) t. 47; *Bot. Mag.* (1845) t. 4185.
Rothmannia — HOOK. F. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 383.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

DISTRIB. : Haute-Guinée.

R. malleifera (Hook.) Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1873) p. 89; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 89.

Gardenia — HOOK. in *Bot. Mag.* (1847) t. 4307.
Rothmannia — BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 384.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afrique trop. occid.-bor. (du Bas-Congo à Sierra-Leone, pays des Djur et des Bongo.

† **R. Munsæ** Schweinf. mss. ex Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 99.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

192. GARDENIA L.

G. Thunbergia L. f. ex Thunb. *Dissert. Garden.* (1780) pp. 11 et 17 et *Suppl. pl.* (1781) p. 162; *Bot. Mag.* (1807) t. 1004; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 101.

G. crassicaulis Salisb. *Parad. Lond.* (1806) t. 46.
G. Tinneæ Kotschy et Heuglin in *Bot. Zeit.* (1865) p. 173 t. 8; KOTSCHY et PEYR. *Pl. Tinn.* p. 34 t. 16 fig. A et B.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Toute l'Afrique trop. et subtrop. mérid.

G. Vogelii Hook. f. in HOOK. *Icon. pl.* VIII (1848) t. 782-83 et *Niger Fl.* p. 381 t. 38-39; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 103.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Bas-Niger, pays des Djur.

193. AMARALIA Welw.

A. bignoniflora Welw. ex Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1873) p. 91; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 112.

Gardenia — WELW. *Apont. phytogeor.* (1859) p. 585.
G. calycina G. Don *Gen. Syst. Bot. and Gard.* III (1834) p. 497.
G. Sherbourniæ Hook. in *Bot. Mag.* (1843) t. 4044.

Rég. II : pays des Monbouttou et des Niamniam (Schw.).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Angola.

194. OXYANTHUS DC.

† **O. ? Smithii** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 107.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

195. POUCHETIA A. Rich.

P. africana DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 393; A. Rich. in *Mém. Soc. hist. nat. Paris* V (1834) p. 117 et 251; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 117.

Wendlandia virgata G. Don *Gen. Syst. Bot. and Gard.* III (1834) p. 519.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Niger.

Obs. Hiern (*loc. cit.*) fait de la plante de Smith une var. ? *cuneata* et croit qu'elle devra peut-être former une espèce distincte.

† **P. Baumanniana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 89.

Rég. V : montagnes de Tondoa, près de Vivi, 20 nov. 1884 (Büttn. n° 445).

196. TRICALYSIA A. Rich.

* **T. congesta** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 120.

Kraussia — Oliv. in *Journ. Linn. Soc.* XV (1876) p. 95.

Bassin du lac Tanganika (Cameron).

T. coriacea Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 120.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Bas-Niger, Gabon.

T. reticulata (Benth.) Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 121.

Randia — Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 386.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sierra-Leone, Sénégambie, Bas-Niger.

197. PENTANISIA Harv.

P. Schweinfurthii Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 131.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Dar-Fertit.

198. CREMASPORA Benth.

C. triflora (Thonn.) Nob.

Psychotria — Thonn. in Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 108.
Coffea hirsuta G. Don *Gen. Syst. Bot. and Gard.* III (1834) p. 581.
C. africana Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 412; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 126.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Pays des Bongo; Zanzibar.

199. CANTHIUM Lam.

* **C. brevifolium** Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 67.

Congo portug. : Shark Point, à l'embouchure du Congo, 1874 (Naum.).

† **C. congense** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 141.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

200. IXORA L.

I. Soyauxii Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 166.

Rég. III : Stanley-Pool, 20 août 1888 (Hens sér. B n° 2).
Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Loango.

201. PAVETTA L.

P. Baconia Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 176.

Randia corymbosa DC. in *Ann. Mus. Paris* IX (1807) p. 220.
Verulania — DC. in Lam. *Encycl. méth. Bot.* VIII (1808) p. 543.
Ixora nitida Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 77.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Zenze, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Sénégambie; Fernando-Po, Annobon, pays des Djur.

P. canescens DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1828) p. 492; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 178.

P. tomentosa A. Rich. (non Roxb.) in *Mém. Soc. hist. nat. Paris* V (1834) p. 181.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).

Distrib. : Angola.

202. COFFEA L.

C. arabica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 172; *Bot. Mag.* (1810) t. 1303; Tussac *Fl. des Antilles* I t. 18; Hiern in Oliv.

Fl. trop. Afr. III p. 180; BENTL. et TRIM. *Medic. Pl.* II t. 144.

Rég. V : Bas-Congo, cult. (Laurent).

DISTRIB. : Cette espèce est cultivée, et probablement seulement naturalisée, sur un grand nombre de points de l'Asie, de l'Afrique et de l'Amérique tropicale. On la dit originaire de l'Arabie, mais Hiern pense que sa patrie est plutôt l'Abyssinie.

Bentley et Trimen la considèrent comme indigène en Abyssinie, dans l'Angola, le bassin du Nyassa et peut-être le Mozambique.

C. jasminoides Welw. ex Hiern in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2 I (1876) p. 175; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 185.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 442).

DISTRIB. : Niger, Vieux-Calabar, Angola.

203. RUTIDEA DC.

R. olenotricha Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 189.

Rég. II : pays des Monbouttou : Munsa (Schweinf.).

DISTRIB. : Sierra-Leone.

† **R. Smithii** Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 189.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

204. MORELIA A. Rich.

M. citrifolia L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 176; HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 189.

M. quadrangularis G. Don *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 545.

M. geminata DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 447.
M. lucida Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 406.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop.

M. longiflora G. Don *Gen. Syst. Gard. and Bot.* III (1834) p. 545; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 192.

Rég. II : pays des Monbouttou et des Niamniam (Schw.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distr. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Gabon, Fernando-Po.

205. PSYCHOTRIA L.

P. Ansellii Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 214.
Chasalia? laxiflora Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 416.

Rég. V : Zenze, sept. 1893 (Laurent nº 23).

Distrib. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Vieux-Calabar.

† **P. brunnea** Schweinf. mss. ex Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 201.

Rég. II : pays des Monbouttou : vallée du Kibali (Schw.).

† **P. cristata** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 205.

Rég. II : pays des Monbouttou : Munsa; pays des Niamniam (Schweinf.).

† **P. longevaginalis** Schweinf. mss. ex Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 201.

Rég. II : pays des Monbouttou : rivière Kapili (Schw.).

† **P. nigropunctata** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 207.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

206. GEOPHILA D. Don.

† **G. Aschersoniana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 74.

Rég. III : entre Bolobo et Lukolela, 3 déc. 1885 (Büttn. n° 147).

† **G. involucrata** Schweinf. mss. ex Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 222.

Rég. II : pays des Monbouttou : Munsa; pays des Niam-niam : rivière Mbruole (Schweinf.).

Rég. III : Msuata, oct. 1885 (Büttn. n° 148).

207. CEPHAELIS Sw.

† **C. congensis** Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 226.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

208. DIODIA L.

D. breviseta Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 424; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 231.

Spermacoce serrulata P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 39 t. 23.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique et Amérique trop.

D. maritima Thonn. in Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 75; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 231.

D. foliosa Wawra et Peyr. *Sert. Benguell.* (1860) p. 39.

Rég. III : Kibaka, nov. 1885 (Büttn. n° 575); entre Bolobo et Lukolela, nov. 1885 (Büttn. n° 474).

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 576).

Rég. V : Banana (C. Smith, Monteiro).

Distrib. : Afrique trop. occid., Amérique trop.

209. SPERMACOCE L.

S. hebecarpa (Hochst.) Oliv. (non DC.) in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 89; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 236.

Borreria — Hochst. in Schimp. *Pl. Abyss.* sect. 3 (1840) n° 1712 et in A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I p. 347.

Rég. V : Lutété, 21 janv. 1888 (Hens sér. A n° 304).

Distrib. : Bas-Niger, Abyssinie, pays des Djur et des Gallabat.

S. ramisperma Pohl ex DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 544; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 238.

Borreria — DC. *loc. cit.* IV (1830) p. 544.
S. ocymoides Bak. (vix Burm.) *Fl. of Maurit.* (1877) p. 159.

Rég. V : N'Gombi, 27 mars 1888 (Hens sér. A n° 294).

Distrib. : Afrique trop. occid.-bor.; îles Mascareignes.

S. Ruelliæ DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 554; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 238.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Johnston); N'Gombi-Lutété, 11 févr. 1888 (Hens sér. A n° 232).

Distrib. : Afrique trop. contin., Madagascar.

210. BORRERIA G. F. W. Mey.

B. neglecta A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 347.

Rég. III : Léopoldville, oct. 1885 (Büttn. n° 578).

Distrib. : Abyssinie.

Obs. Oliver (*Fl. trop. Afr.* III p. 237) réunit avec doute ce *Borreria* au *Spermacoce hebecarpa* Guill. et Perr.

211. MITRACARPUM Zucc.

M. scabrum Zuccar. in Schult. *Mant. pl.* III (1827) p. 210; Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 243.

Staurospermum verticillatum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 73.
Mitracarpum — Vatke in *Linnæa* XL (1876) p. 196.
M. senegalense DC. *Prodr. regn. veget.* IV (1830) p. 572.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 577).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

Distrib. : Afrique trop. occid. et orient.-bor.

COMPOSITACEÆ.

212. SPARGANOPHORUS Gaertn.

S. Vaillantii Gaertn. *De fruct. et semin.* II (1791) p. 396 t. 165; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 12; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 262.

Struchium africanum P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 81 t. 48.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf.).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Haute-Guinée.

213. CENTRATHERUM Cass.

C. grande (DC.) Nob.

Decaneurum — DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 67.
Vernonia — Boj. ex DC. *loc. cit.* V (1836) p. 67.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Madagascar.

214. ETHULIA L.

E. conyzoides L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1171; *Bot. Reg.* (1823) t. 695; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 12; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III. p. 262; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* III p. 227.

Congo (Johnston).
Rég. III : Stanley-Pool, 12 août 1888 (Hens sér. B n° 19).
Rég. V : Ponta da Lenha (Naum.).
Rég. ? : M'Goma, 6 avril 1888 (Hens sér. A n° 20).

Distrib. : Asie et Afrique trop.

215. BOTHRIOCLINE Oliv.

† **B. longipes** N. E. Brown in *Bull. Misc. Inform. Kew* (1894) p. 389.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3197).

B. Schimperi Oliv. ex Benth. in Hook. f. *Icon. pl.* XII (1873) p. 30 t. 1133; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 266.

Rég. II : pays des Monbouttou (var. *longipes* Oliv. et Hiern) (Schweinf.).

Distrib. : Abyssinie, Kilima N'djaro.

216. VERNONIA Schreb.

† **V. Burtoni** Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 281.

« Congo » (Burton).

V. cinerea Less. in *Linnæa* (1829) p. 291 et (1831) p. 673; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 24; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 275.

Chrysocoma violacea Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 384.

Rég. V : Lutété, 500-600 m., 23 fév. 1888 (Hens sér. A n° 229).

Distrib. : Toute l'Afrique trop.

V. conferta Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 427; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 294.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Sierra-Leone, Fernando-Po.

V. Dupuisii Klatt (nov. sp.).

Herba erecta; caule angulato, jugato, piloso, apice ramoso; ramis dense pilosis, tripartitis; ramulis bifurcis; foliis alternis, rhombeis, petiolatis, margine repandis, imposito-dentatis, ciliatis, reticulato-venosis, utrinque papillosis; capitulis campanulatis, 24-floris, longe pedicellatis; pedicellis setaceo-bracteatis, corymbosis; involucri squamis biseriatis, exterioribus lanceolatis, interioribus ovato-lanceolatis, supra dense pilosis, ciliatis, apice in spinam tenuem excurrentibus; corollæ purpureæ, campanulatæ, longe tubulosæ, lobis lanceolatis, ciliatis; achæniis turbinatis dense hispidis; pappi setis æqualibus.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Dupuis n° 39).

Caulis 36 cm. elatus. Folia 4-7 cm. longa, 3 1/2 cm. lata, sursum minora. Petiolus 5 mm. longus. Capitulum 24-florum. Pedicellus 1-3 cm. longus. Corymbus 6-cephalus. Involucri squamæ extimæ 3 mm. longæ, 1/2 mm. latæ; intimæ (12) 4 mm. longæ, 1 mm. latæ. Achænia 2 mm. longa. Pappus albo-niteus. Setæ 32, 5 mm. longæ. Corollæ 5 mm. longæ.

* **V. Fischeri** O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 221.

Pays de Muata Yamvo, janv. 1876 (Pogge n° 269).

† **V. jugalis** Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 270.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

† **V. misera** Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 278.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Burton n° 187).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Ponta da Lenha, sept. 1874 (Naum.).

V. natalensis Schultz-Bip. mss. ex Walp. *Repert. bot.* II (1843) p. 947; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 277; Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 51.

Webbia aristata DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 73.
Vernonia — Schultz-Bip. (non Less.) in *Flora* (1844) p. 667.

Congo (Demeuse n° 514).
Rég. V : Lukungu, 350-700 m., 7 sept. 1888 (Hens sér. A n° 382).

Distrib. : Mozambique, Natal.

V. pandurata Link *Enum. pl. hort. Berol.* II (1822) p. 276; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 27; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 271.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Burton).

Distrib. : Loango, Angola.

* **V. obconica** Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 286.

Bassin du Tanganika (Cameron).

Distrib. : Zanzibar.

V. Peskeana Vatke et Hildebr. in *Oest. bot. Zeitschr.* (1875) p. 324; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 274.

Crystallopollen angustifolium Steetz form. *vulgaris* Steetz in Peters *Reise n. Mossamb.* I (1862) p. 366.

Rég. III : envir. de Stanley-Pool, 24 juill. 1888 (Hens sér. B n° 72).

Distrib. : Bas-Zambèze, Zanzibar.

V. podocoma Schultz-Bip. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 287; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 296.

V. cylindrica A. Rich. (non Schultz-Bip.) *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 374.

Congo (Johnston).

Distrib. : Abyssinie, Bas-Zambèze.

* **V. Poggeana** O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 224.

Pays de Muata Yamvo, janv. 1876 (Pogge n° 269).

V. potamophila Klatt in *Ann. des k. k. naturh. Mus.* VII (1892) p. 100.

Rég. V : Lutété, 18 févr. 1888 (Hens sér. A n° 241).

Distrib. : Angola.

V. senegalensis Less. (non Desf.) in *Linnæa* IV (1829) p. 265; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 283.

Baccharis — Pers. *Syn. pl.* II (1807) p. 424.
Decaneuron — DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 68.
Chrysocoma amara Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p.

« Congo » fide Oliv. et Hiern.
Rég. V : Boma, 4 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : De la Sénégambie au Zambèze.

V. Smithiana Less. in *Linnæa* V (1831) p. 638; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 276.

Webbia — DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 72.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Haut-Nil.

217. HERDERIA Cass.

H. stellulifera Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 425; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 298.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf.).
Rég. III : Stanley-Pool, 10 août 1888 (Hens sér. B n° 20).
Rég. V : Sicia, mai 1893 (Dupuis n° 24).

Distrib. : Haute-Guinée.

218. ADENOSTEMMA Forster.

A. viscosum Forst. *Char. gener.* (1776) p. 90; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 111; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 299.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop.

219. AGERATUM L.

A. conyzoides L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 839; Hook. *Exot. Fl.* t. 15; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 108; Wight *Illustr. Ind. Bot.* t. 134; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 300.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 122).
Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 123).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Lukungu, 300-700 m. (Hens sér. C n° 149).

Distrib. : Afrique trop.

220. MIKANIA Willd.

M. scandens (L.) Willd. *Sp. pl.* III (1804) p. 1743; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 199; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 301.

Eupatorium — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 836.
M. chenopodifolia Willd. *loc. cit.* III (1804) p. 1745; R. Br. in Tuckey *Congo Exped.* App. (1818) p. 128.

Rég. III : Stanley-Pool, 7 août 1888 (Hens sér. B n° 46).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

Distrib. : De la Sénégambie au Zambèze.

221. DICHROCEPHALA DC.

D. chrysanthemifolia DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 372; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 303.

D. macrocephala Schultz-Bip. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 145.

Rég. III : Stanley-Pool, 28 août 1888 (Hens sér. B n° 0100).

DISTRIB. : Inde, Java, Abyssinie, Fernando-Po, Kameroun.

222. GRANGEA Adans.

G. maderaspatana (L.) Poir. *Encycl. méth. Bot.* XI (1813) p. 825; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* III t. 1097; OLIV. et HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 304.

Artemisia — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 849.
Cotula Sphæranthus Link *Enum. pl.* II (1822) p. 344.
Grangea — C. Koch in *Bot. Zeit.* (1843) I p. 41.

Rég. III : Stanley-Pool, 26 août 1888 (Hens sér. B n° 100).
Rég. IV : Kingunji au Quango, août 1885 (Büttn. n° 109).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze).

223. CONYZA L.

C. ægyptiaca (L.) Dryand. in AITON *Hort. Kew.* ed. 1 III (1789) p. 183; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 382; OLIV. et HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 314.

Erigeron — L. *Mant. pl.* (1771) p. 112; JACQ. *Hort. Vindob.* III t. 19.
C. echioides A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 388.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).
DISTRIB. : Afrique trop. (du Sénégal au Mozambique).

Obs. Cameron a observé cette espece sur les bords du Tanganika, mais nous ne savons sur quelle rive.

224. BLUMEA DC.

B. aurita (L. f.) DC. in Wight *Contrib. Ind. Bot.* (1834) p. 16 et *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 449; Oliv. et Hiern Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 322.

Conyza — L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 367.

Erigeron stipulatum Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 385.

Rég. V : Boma (Naum.).

Distrib. : De la Sénégambie à l'Abyssinie, Égypte, Arabie, Inde.

B. lacera (Burm.) DC. in Wight *Contrib. Ind. Bot.* (1834) p. 14 et *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 436; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 322.

Conyza — Burm. *Fl. Ind.* (1768) p. 180 t. 59.

Rég. III : vallées du Stanley-Pool, 27 août 1888 (Hens sér. B n° 93).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop.

225. LAGGERA Schultz-Bip.

L. alata Schultz-Bip. ex Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 94; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 326.

Blumea — DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 448; Wight *Icon. pl. Ind. or.* III t. 1101 et *Spicil. Neilgher.* t. 109.

Congo (Burton).

Distrib. : Sénégambie, Kameroun, Dar Fertit, Unyoro.

L. brevipes Oliv. et Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 327.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Bas-Zambèze.

†**L. oblonga** Oliv. et Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 327.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

226. PLUCHEA Cass.

P. Dioscoridis (L.) DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 450; OLIV. et HIERN in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 329.

Baccharis — L. *Amœn. acad.* IV (1759) p. 289.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), Tondoa, nov. 1884 (Büttn. nº 128), Sicia, mai 1893 (Dupuis nº 41).

DISTR. : Afrique trop., Natal, Égypte, Arabie, Palestine.

227. SPHÆRANTHUS L.

S. polycephalus Oliv. et Hiern ex Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 95 t. 59 et in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 334.

Rég. III : env. de Stanley-Pool (Hens sér. B nº 78).

DISTRIB. : Mozambique.

228. BLEPHARISPERMUM Wight.

†**B. spinulosum** Oliv. et Hiern in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 335.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

229. ACHYROCLINE Less.

A. batocana Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 339.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique trop. (rég. de Batoka; Mozambique).

230. HELICHRYSUM Gaertn.

H. argyrosphærum DC. *Prodr. regn. veget.* V (1837) p. 174; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 351.

Gnaphalium — Schultz-Bip. in *Bot. Zeit.* III (1847) p. 170.

Bassin du Congo (Johnston, Pechuel-Loesche).

Distrib. : Bassin du lac Nyassa.

H. auriculatum Less. *Syn. Composit.* (1832) p. 311; DC. *Prodr. regn. veget.* VI p. 209; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 347.

Congo (Burton, Johnston).

Distrib. : Bas-Zambèze.

H. fulgidum (L. f.) Willd. *Sp. pl.* III (1804) p. 1904; Less. *Syn. Composit.* p. 286; DC. *Prodr. regn. veget.* VI p. 187; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 187.

Xeranthemum — L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 365; Jacq. *Icon. pl. rar.* I t. 173 et *Bot. Mag.* (1793) t. 414.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique austr.

H. pachyrhizum Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III (1864-65) p. 222; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 346.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique trop. centr.-austr.; colonie du Cap.

H. subglomeratum Less. *Syn. Composit.* (1832) p. 283; DC. *Prodr. regn. veget.* VI p. 186; Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 236.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique australe.

H. undatum Less. *Syn. Composit.* (1832) p. 298; DC. *Prodr. regn. veget.* VI p. 198; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 353.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Mozambique; Afrique austr.

231. ZINNIA L.

Z. elegans Jacq. *Collect. bot.* III (1789) p. 152 et *Icon. pl. rar.* t. 589; *Bot. Mag.* (1801) t. 527; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 536.

Rég. V : Lutété, 21 janv. 1888 (Hens sér. A n° 22).

Distrib. : Plante du Mexique, subspontanée ou naturalisée dans l'ancien monde.

232. ECLIPTA L.

E. alba (L.) Hassk. *Pl. Jav. rarior.* (1848) p. 528; Clarke *Compos. Indic.* p. 134; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 373; Boiss. *Fl. Or.* III p. 249; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* III p. 305.

Verbesina alba L. *Sp. Pl.* ed. 1 II (1753) p. 902.

Rég. III : pays des Bangala, 9 juin 1888 (Hens sér. C n° 153); Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 104).

Distrib. : Cosmopolite dans les rég. trop. et subtrop. du monde entier.

233. BLAINVILLEA Cass.

B. Prieureana DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 492; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 375.

Rég. V : Sicia, mai 1893 (Dupuis n° 17).

Distrib. : Sénégambie, pays des Gallabat.

234. ASPILIA Thou.

A. Kotschyi (Schultz-Bip.) Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1873) p. 372; Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 98; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 381.

Dipterotheca — Schultz-Bip. in *Flora* (1842) p. 435.
Coronocarpus — Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 433.

Congo, août 1892 (Demeuse n° 514).
Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 103).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : De la Sénégambie au Zambèze.

A. Smithiana Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 380.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Dahomey.

235. MELANTHERA Rohr.

M. Brownei (DC.) Schultz-Bip. in *Flora* (1844) p. 673; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 382.

Lipotriche — DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 544.
Buphthalmum scandens Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 392.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 415).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), 1893 (Jos. Duchêne).

Distrib. : Toute l'Afrique trop.; Natal.

236. SPILANTHES L.

S. Acmella L. *Syst. nat.* ed. 13, II (1791) p. 610; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 384.

Verbesina — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 901.
S. africana et *caulirhiza* DC. *Prodr. regn. veget.* V (1836) p. 623.
? *Eclipta filicaulis* Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 390.

Rég. III : pays des Bangala, 10 juin 1888 (Hens sér. C n° 151); Équateurville, oct. 1884 (Büttn.); Stanley-Pool, 19 avril 1888 (Hens sér. B n° 95).

Distrib. : Régions trop. et subtrop. de l'ancien monde.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rumpf *Herb. Amboin.* VI (1755) t. 65.

237. COREOPSIS L.

C. Grantii Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 98 t. 65 et *Fl. trop. Afr.* III p. 388.

Rég. III : env. du Stanley-Pool, 14 août 1888 (Hens sér. B n° 45).

Distrib. : Haut-Nil (Karagué).

238. BIDENS L.

B. pilosa L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 832; Dillen. *Hort. Eltham.* t. 43; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 597; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 392.

B. leucantha Willd. *Sp. pl.* III (1803) p. 1719.

Congo (Burton).

Rég. III : Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 105*a*), Msuata (Büttn. n° 105*e*).

Rég. V : Mayombé, juill. 1893 (P. Dupuis); Lutété, 2 août 1883 (Hens sér. A n° 261).

Distrib. : Cosmopolite dans les régions trop. et subtrop. du monde entier.

Obs. Espèce déjà figurée dans Rumpf *Herb. Amboin.* VI (1755) t. 15.

239. JAUMEA Pers.

J. compositarum (Steetz) Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1873) p. 397; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 395.

Hypericophyllum — Steetz in Peters *Reise nach Mossamb.* II (1864) p. 499 t. 50.

Congo (Johnston).

Distrib. : Zanzibar, Mozambique.

240. TAGETES L.

T. patula L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 887; *Bot. Mag.* (1791) t. 150; DC. *Prodr. regn. veget.* V p. 643.

Rég. V : M'Gombi Lutété, 15 janv. 1888 (Hens sér. A n° 256).

Distrib. : Cette espèce, originaire du Mexique, n'est que naturalisée dans l'ancien monde.

241. GYNURA Cass.

G. cernua (L. f.) Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 437 (excl. syn. pr. p.); Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 402.

Senecio — L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 370.
Crassocephalum — Moench *Method. pl. Marb.* (1794) p. 516.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 110).
Rég. IV : Muene Putu Kassongo, nov. 1885 (Büttn. n° 110).
Rég. V : Congo (Johnston); Lutété, 630 m., 23 févr. 1888 (Hens sér. A n° 346).

Distrib. : De la Guinée au Zambèze.

G. crepidioides Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 438; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 403.

Senecio — Aschers. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 155.
S. diversifolius A. Rich. (non Wall.) *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 437.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : De la Sénégambie au Zambèze; Iles Comores.

G. vitellina Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 438; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 402.

Senecio — Aschers. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 286.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).
Rég. V : forêts du Mayombé, juill. 1893 (P. Dupuis).

Distrib. : Fernando-Po, Kameroun, Abyssinie.

242. EMILIA Cass.

E. caespitosa Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 100 et in *Fl. trop. Afr.* III p. 406.

Rég. III : Stanley-Pool, 15 avril 1883 (Hens sér. B n° 2).

Distrib. : Karagué (Haut-Nil).

E. sagittata (Vahl) DC. *Prodr. regn. veget.* VI (1837) p. 302; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 405.

Cacalia — Vahl *Symb. bot.* III (1791) p. 91.

Congo (Johnston).
Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).
Rég. III : Léopoldville (Hens).
Rég. IV : Muene Putu Kassongo, juill. 1885 (Büttn. n° 114).
Rég. V : Lukungu, 20 janv. 1888 (Hens sér. A n° 265); forêts du Mayombé, juill. 1893 (P. Dupuis).

Distrib. : Afrique trop.; Inde.

243. SENECIO L.

S. abyssinicus Schultz-Bip. in Schimp. *Pl. Abyss.* sect. 1 n° 67 et in A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* I (1847) p. 438; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 411.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Abyssinie.

S. maritimus L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 369; Thunb. *Fl. Capens.* (ed. Schult) p. 680; DC. *Prodr. regn. veget.* VI p. 434; Harv. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 351.

Rég. V : Lutété, 3 avril 1888 (Hens sér. A n° 293).

Distrib. : Afrique austr.

244. PLEIOTAXIS Steetz.

† **P. affinis** O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 538.

Rég. IV : Mukenge, 29 mars 1882 (Pogge n° 1285).

* **P. eximia** O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 539.

P. pulcherrima Klatt (non Steetz) in *Ann. k. k. Hof-Mus. Wien* III (1892) p. 104.

Bassin du pays de Muata Yamvo, mars 1876 (Pogge n° 263).

Distrib. : Angola.

† **P. pulcherrima** Steetz in Peters *Reise nach Mossamb.* II (1864) p. 499.

Rég. III : campine à l'ouest du Lomami, 3 mars 1882 (Pogge n° 1266).

Rég. IV : Mukenge, nov. 1881 (Pogge n°s 1270 et 1279).

Distrib. : Afrique trop.

— — var. **Poggeana** O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 537.

Pays de Muata Yamvo, janv. 1875 (Pogge n° 203).

P. rugosa O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 538.

Congo, Belem (*sic!*), 330 m., 1892 (Demeuse n° 513).

Distrib. : Angola.

245. DICOMA Cass.

D. anomala Sond. in *Linnæa* XXIII (1850) p. 71 et in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 443; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 517.

Distrib. : Afrique austr.

D. anomala var. **karaguensis** Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 443.

D. karaguensis Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1873) p. 103 t. 70.

Rég. IV : la Lulua, 9°5 lat. S., mai 1876 (Pogge n° 200).

Distrib. : Angola, Afrique allem. orient.

* **D. Poggei** O. Hoffm. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 546.

Pays de Muata Yamvo, déc. 1875 (Pogge n° 275).

246. LACTUCA L.

L. taraxacifolia (Willd.) Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 380; DC. *Prodr. regn. veget.* VII p. 138; Schultz-Bip. in *Flora* (1842) p. 422; Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 451.

Sonchus — Willd. *Sp. pl.* III (1804) p. 1511.

Congo, août 1891 (Demeuse n° 508).

Distrib. : De la Sénégambie à la Nubie.

247. SONCHUS L.

† **S. Schweinfurthii** Oliv. et Hiern in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 458.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

LOBELIACEÆ.

248. LOBELIA L.

L. fervens Thunb. *Fl. Capens.* II (1818) p. 46; DC. *Prodr. regn. veget.* VII p. 385; Sond. in Harv. et Sond. *Fl. Capens.* III p. 548; Hemsl. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 468.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Afrique austr.; Mozambique, Zanzibar.

CAMPANULACEÆ.

249. CEPHALOSTIGMA A. DC.

C. Perrottetii A. DC. *Prodr. regn. veget.* VII (1838) p. 420; HEMSL. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 472.

Rég. V : Congo (Johnston), Lutété, 28 mars 1888 (Hens sér. A nº 296).

DISTR. : Sénégambie, Cap Vert, Gabon, Amérique mér.

Obs. Hemsley rapporte avec doute à cette espèce la planche 15 du tome V des *Icon. select. pl.* de Delessert.

250. SPHENOCLEA Gaertn.

S. zeylanica Gaertn. *De fruct. et semin.* I (1788) p. 113 t. 24 fig. 25; WIGHT *Illustr. Ind. Bot.* t. 138; HEMSL. in OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 481; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* III p. 438.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Amérique trop.

PLUMBAGINACEÆ.

251. PLUMBAGO L.

***P. amplexicaulis** Oliv. in *Journ. Linn. Soc.* XV (1876) p. 96 et *Fl. trop. Afr.* III p. 487.

Bassin du lac Tanganika (Cameron).

P. zeylanica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 151; *Bot. Reg.* XXXII (1846) t. 23; WIGHT *Illustr. Ind. Bot.* t. 179; BOISS. in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 692; OLIV. *Fl. trop. Afr.* III p. 486; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* III p. 480.

Congo (Johnston).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Australie trop.

SAPOTACEÆ.

252. MIMUSOPS L.

÷ **M. cuneifolia** Bak. in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III (1877) p. 506.
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

EBENACEÆ.

253. MABA Forsk.

M. buxifolia Pers. *Syn. pl.* II (1807) p. 606; Hiern *Monog. Eben.* p. 116 et in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 515.

Ferreola guineensis Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 448.

Maba — A. DC. *Prodr. regn. veget.* VIII (1844) p. 241.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop.

254. EUCLEA L.

E. divinorum Hiern in *Trans. Cambr. Phil. Soc.* XII (1873) p. 79; *Monog. Eben.* p. 99 et in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 513.

Congo (Johnston).

Distrib. : Bassin du Zambèze; Delagoa Bay.

255. DIOSPYROS L.

D. Loureiriana G. Don *Gen. Syst. Bot.* IV (1837) p. 39; Hiern *Monog. Eben.* p. 194 et in Oliv. *Fl. trop. Afr.* III p. 322.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Angola, Sierra-Leone, Mozambique.

Obs. Hiern (*loc. cit.*) rapporte la plante de Smith à la var. *heterotricha* Welw. ex Hiern in Trimen *Journ. of Bot.* (1875) p. 355.

APOCYNACEÆ.

256. LANDOLPHIA P. Beauv.

L. owariensis P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 54 t. 34; DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 320.

Pæderia — Spreng. *Syst. veget.* I (1824) p. 669.

Rég. V : forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. occid.

÷ **L. lucida** K. Schum. in *Notizbl. k. bot. Gart. u. Mus. Berl.* I (1895) p. 25.

Rég. IV : Mukenge, 1882 (Pogge nos 1038 et 1236).

257. CARISSA L.

C. edulis Vahl *Symb. bot.* I (1790) p. 22; Delile *Pl. Caill.* p. 51 t. 2; DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 334.

Antura hadiensis G. Gmel. *Syst. nat.* (1767) p. 405.

Rég. V : embouchure du Congo, 7 sept. 1874 (Naum. ex Engl. *Bot. Jahrb.* VIII p. 64).

Distrib. : Abyssinie, Égypte, Arabie.

258. DIPLORHYNCHUS Welw.

* **D. angolensis** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 85.

Rég. de Majakka dans le Koango, 6 août 1885 (Büttn. n° 404).

259. LOCHNERA Reichb. f.

L. rosea (L.) Reichb. *Consp. regn. veget.* (1828) p. 134.

Vinca — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 302; *Bot. Mag.* (1794) t. 248; DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 382; Griseb. *Fl. Brit. West Ind.* p. 410.

Rég. V : cult. et se rencontre partout à fl. rouges ou blanches au bord des chemins dans le Bas-Congo, mars 1893 (P. Dupuis n° 3).

Distrib. : Indes occid.; naturalisé ou cultivé dans la région tropicale du monde entier.

260. ALSTONIA R. Br.

† **A. congensis** Engl. *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 64.

Rég. V : Ponta da Lenha, 4 sept. 1874 (Naum.).

261. TABERNÆMONTANA L.

† **T. durinervis** Stapf in *Kew Bull. Miscell. Inform.* (1894) p. 24.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

262. HOLARRHENA R. Br.

H. floribunda (G. Don) Nob.

Rondeletia — G. Don *Gen. Syst. Bot.* III (1834) p. 516.
H. africana A. DC. *Prodr. regn. veget.* VIII (1844) p. 414.

Rég. V : Bas-Congo, 1899 (Laurent).

Distrib. : Sierra-Leone.

263. STROPHANTHUS DC.

† **S. Demeusei** Alf. Dewèvre in *Journ. pharm. Anvers* (1894) extr. p. 8.

Congo : Buana, 600 m. (Demeuse n° 518).

Obs. Nous avons vainement cherché cette localité sur nos cartes.

† **S. Ledieni** Stein in *Gartenfl.* (1887) p. 145 t. 1241; Christy *New commerc. Pl. and Drugs* (1887) p. 28; Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 368.

Rég. V : Vivi, sept. 1887 (Ledien).

S. sarmentosus DC. in *Bull. Soc. Philom. Paris* III (1802) p. 122 t. 8 fig. 1 et in *Ann. Mus. Paris* I p. 410; A. DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 418; Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 374; Franch. in *Ann. Mus. Paris* sér. 3, V (1893) p. 282.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (E. Laurent).

Distrib. : Afrique trop. occid. et orient. (non signalé dans l'intérieur).

Obs. Alfr. Dewèvre (*Journ. pharm. Anvers* 1892, extr. p. 5) fait de la plante du Bas-Congo une var. *major*, mais pour le Dr Stapf (in litt.) elle ne diffère pas de la forme type.

264. ZYGODIA Benth.

† **Z. subsessilis** Benth. in Hook. f. *Icon. pl.* XII (1876) p. 72.

« Congo » (fide Benth.).

ASCLEPIADACEÆ.

265. TACAZZEA Dcne.

† **T. pedicellata** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 116.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa (Schweinf. nos 3483 et 3488).

266. XYSMALOBIUM R. Br.

† **X. dissolutum** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 119.

Rég. IV : campine à Mukenge (Pogge n° 1227).

267. SCHIZOGLOSSUM E. Mey.

* **S. angustissimum** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 123.

Pays des Niamniam à Gumango (Schweinf. n° 3879).

S. spathulatum K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893 p. 120.

Rég. V : Chasamango sur le Koango (v. Mechow n° 539*a*).

Distrib. : Angola.

† **S. tricorniculatum** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 121.

Rég. IV : Mussumba (Pogge nos 379 et 380).

Distrib. : Angola.

268. GOMPHOCARPUS R. Br.

† **G. dependens** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 125.

Rég. IV : Mussumba (Pogge n° 371).

† **G. foliosus** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 126.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 1130).

Obs. Il faut peut-être rapporter à cette espèce un échantillon récolté entre Kingunchi et le Kassaï (Pogge n° 975).

G. lineolatus Dcne in *Ann. sc. nat.* sér. 2, IX (1838) p. 326 et in DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 558.

Rég. V : Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent n° 104).

Distrib. : Angola.

† **G. roseus** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 127.

Rég. IV : bassin du Kqango à Kitamba (Pogge n° 614).

G. semiamplectens K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 128.

Rég. III? : entre le Lubilasch et le Lomami (Pogge n° 1037).

Rég. IV : Mukenge (Pogge n°s 1006, 1077 et 1141).

Distrib. : Angola.

269. STATHMOSTELMA K. Schum.

S. incarnatum K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 130.

Rég. IV : bassin du Koango à Kitamba (Pogge nos 381, 382 et 608).

Distrib. : Angola.

† **S. Laurentianum** Alf. Dewèvre in *Bull. Soc. bot. Belg.* XXXIII 2 (1894) p. 102 et XXXIV 2 (1895) p. 87.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Em. Laurent).

270. VINCETOXICUM Moench.

† **V. polyanthum** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 136.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa (Schweinf. n° 3345).

271. MARSDENIA R. Br.

† **M. racemosa** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 147.

Rég. IV : Haut-Lulua (Pogge n° 1249).

LOGANIACEÆ.

272. ANTHOCLEISTA Afzel.

† **A. Buchneri** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 576.

Rég. IV : bassin du Luatschim, août 1880 (Buchn. n° 618).

† **A. inermis** Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 63.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

* **A. niamniamensis** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 580.

Pays des Niamniam à Boddo (Schweinf. n° 3037).

A. Schweinfurthii Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 579.

Rég. II : pays des Niamniam à Mbruole, avril 1870 (Schweinf. n° 3726).

DISTRIB. : Bukoba.

† **A. Vogelii** Planch. in HOOK. *Icon. pl.* VIII (1848) t. 793; ENGL. in *Bot. Jahrb.* VIII p. 63.

Rég. V : Ponta da Lenha, 7 sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Haute-Guinée.

273. MOSTUCA Didrichs.

M. Brunonis F. Didrichs. in *Kjob. Vidensk. Meddel.* (1853) p. 87.

Rég. V : Tondoa, nov. 1894 (Büttn. n°s 400 et 401).

DISTRIB. : Afrique trop.

† **M. densiflora** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XXIII (1896) p. 198.

Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

274. STRYCHNOS L.

† **S. floribunda** Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 566.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3558).

S. innocua Delile *Cent. pl. Afr.* (1826) p. 53; DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 17.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).

DISTRIB. : Nubie.

† **S. longecaudata** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 570.

Rég. II : pays des Monbouttou à Bongua, avril 1870 (Schweinf. nº 3610).

S. pungens Solered. in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 554.

S. occidentalis Solered. in Engl. et Prantl *Natürl. Pflanzenfam.* IV 2 p. 40.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 (Pogge nº 373).

Distrib. : Angola, Gonda, Tabora, Ujiji.

† **S. Schweinfurthii** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 568.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, avril 1870 (Schweinf. nº 3509).

† **S. suaveolens** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 567.

Rég. II : pays des Niamniam : bassin du Mbruole (Schweinf. nº 3084) et des Monbouttou (Schweinf. nº 3597).

275. COINOCHLAMYS T. Anders.

† **C. Poggeana** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 559.

Rég. IV : Mukenge (Pogge nº 1254).

* **C. Schweinfurthii** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 560.

Pays des Niamniam : Linduku (Schweinf. nºs 3065 et 3181) ; au Nabambisso, févr. 1870 (Schw. nº 3181).

276. BUDDLEIA L.

B. madagascariensis Lam. *Encycl. méth. Bot.* I (1783) p. 513; *Bot. Mag.* (1828) t. 2824; *Bot. Reg.* (1829) t. 1259;

BENTH. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 447; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 233.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).

DISTRIB. : Madagascar, Iles Mascareignes. Cette espèce a été indiquée sur beaucoup de points de l'Asie, de l'Afrique et de l'Amérique, mais sans doute échappée des cultures.

GENTIANACEÆ.

277. BELMONTIA E. Mey.

B. Teuszii Schinz in *Vierteljahrsschr. naturf. Gesell. Zürich* XXXVII (1891) p. 335.

Rég. I : bassin de la Lualaba sous Nzibi (Briart).

DISTRIB. : Angola.

278. NEUROTHECA Salisb.

N. lœselioides Benth. in BENTH. et HOOK. *Gen. pl.* II (1873) p. 812.

Rég. III : entre Lukolela et Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 475); Bangala, 15 juin 1888 (Hens sér. C n° 103).

DISTRIB. : Afrique trop. or.; Brésil.

POLEMONIACEÆ.

279. HYDROLEA L.

H. glabra Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 161.

H. guineensis Choisy in *Ann. sc. nat.* sér. 2, I (1834) p. 180 et in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 180.

Rég. V : Lutété, 1888 (Hens sér. A n° 9).

DISTRIB. : Afrique trop.

BORAGINACEÆ.

280. CORDIA L.

† **C. aurantiaca** Bak. *Kew Bull. Misc. Inform.* (1894) p. 24.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

281. EHRETIA L.

E. abyssinica R. Br. in SALT *Voy. to Abyss.* append. (1814) p. 64; FRESEN. in *Flora* (1838) p. 608; DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 506.

? Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).
Rég. V : Boma, sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Abyssinie.

Obs. C'est sans doute à cette espèce qu'il faut rapporter le *Cordea abyssinica,* indiqué par Schweinfurth dans le pays des Monbouttou.

282. HELIOTROPIUM L.

H. indicum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 130; *Bot. Mag.* (1816) t. 1837; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 152.

Tiaridium — Lehm. *Asperifol.* (1818) p. 14; CHAM. in *Linnæa* (1829) p. 152 t. V fig. 2.
Heliophytum — DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1845) p. 556.

Rég. III : pays des Bangala, 13 juin 1888 (Hens sér. C n° 180).

Rég. V : Congo (Johnston, Duchesne), Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Plante cosmopolite : rég. trop. et subtrop. du monde entier.

CONVOLVULACEÆ.

283. IPOMOEA L.

I. amœna Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1856) p. 365; Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII p. 133.

Rég. IV : entre Niangwé et Kimbundo, 5 juin 1889 (Pogge nº 989).

Distr. : Haute-Guinée, Angola, Bas-Niger, Sénégambie.

I. angustifolia Jacq. *Collect. bot.* II (1788) p. 367 et *Icon. pl. rar.* II (1786-93) t. 317; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 205.

Convolvulus filicaulis Vahl *Symb. bot.* III (1794) p. 24.
Ipomœa — Bl. *Bijdr. Fl. Nederl. Ind.* (1825) p. 721; Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 353.
Merremia — Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 117.

Rég. V : Boma, 5 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Rég. trop. de l'ancien monde.

† **I. asclepiadea** Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 142.

Rég. III : Lomami, 30 mai 1882 (Pogge nº 1213).

I. Batatas (L.) Poir. *Encycl. méth. Bot.* VI (1804) p. 14; Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 138.

Convolvulus — L. *Amœn. acad.* VI (1763) p. 121; Vell. *Fl. Flumin.* t. 59.

Batatas edulis Choisy *Convolv. Orient.* (1833) p. 53 et in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 338.

Cultivé au Congo et dans les régions trop. et subtrop. du monde entier. Originaire de l'Inde.

I. cairica (L.) Sweet *Hort. Brit.* ed. 1 (1827) p. 287; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 148.

Convolvulus — L. *Syst. nat.* ed. 10 (1758-59) p. 922.
I. palmata Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 43; CHOISY in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 386.
I. vesiculosa P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 73 t. 106.

Rég. I : la Lualaba (Pogge nos 1233 et 1243).
Rég. III : Bolobo (Büttn. no 383); Stanley-Pool (Hens sér. B no 82).

DISTRIB. : Égypte, Afrique trop. et austr.

* **I. convolvulifolia** Hallier in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 126.

Pays des Niamniam à Gumango, 6 févr. 1870 (Schweinf. no 2926).

I. elythrocephala Hallier in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 134.

Rég. III : Lomami, 30 mai 1882 (Pogge no 1142).

DISTRIB. : Angola.

† **I. hypoxantha** Hallier in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 128.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat. S., janv. 1876 (Pogge no 334).

I. involucrata P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 52 t. 89; CHOISY in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 365; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 134.

Convolvulus perfoliatus Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 89.
C. guineensis Dietr. *Syn. pl.* I (1839) p. 673.

Rég. I : Nyangwé (Pogge n° 972).
Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn.)
Rég. IV : entre le Lubilasch et le Lomami (Pogge n° 2027); Mukenge (Pogge n° 1198), entre le Kassaï et Kinguncbi (Pogge n° 1198); Kingunchi (Büttn. n° 380).

Distrib. : Afrique trop., Inde, Chine, Java.

* **I. magnifica** Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 152.

Pays des Niamniam à Gumba, 18 mai 1870 (Schweinf. n° 3944).

Distrib. : Pays des Djur.

I. ophthalmantha Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 141.

Rég. III : Lomami, 30 mai 1882 (Pogge n° 1216).

Distrib. : Angola, Loango, Togo, Afrique allem. orient.

I. paniculata (L.) R. Br. *Prodr. Fl. N. Holl.* (1810) p. 486; *Bot. Reg.* (1815) t. 62; Hallier in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII p. 149.

Convolvulus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 156.
Batatas — Choisy *Convolv. Orient.* (1833) p. 54 et in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 339.
I. mauritiana Jacq. *Hort. Schoenbr.* II (1797) p. 39 t. 200.
I. eriosperma P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 73 t. 105.
I. insignis Andrews *Bot. Repos.* X (1811) t. 636; *Bot. Mag.* (1816) t. 1790.

Rég. I : Lualaba (Pogge).
Rég. IV : Lulua (Pogge).

DISTRIB. : Asie, Afrique, Amérique et Australie trop.

* **I. pes-capræ** Sweet *Hort. suburb.* ed. 2 (1818) p. 289; CHOISY in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 349.

Convolvulus brasiliensis Vell. *Fl. Flumin.* II (1827) t. 62.

Embouchure du Congo à Shark Point (Naum.).

DISTRIB. : Côtes de l'Asie, de l'Afrique et de l'Amérique trop. et subtrop.; Afrique austr.

I. Quamoclit L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 152; *Bot. Mag.* (1793) t. 244; CLARKE in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 199.

Quamoclit vulgaris Choisy *Convolv. Orient.* (1833) p. 52 et in DC. *Monog. phan.* IX p. 336.
Q. pinnata Boj. *Hort. Maurit.* (1837) p. 224; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 154.

Rég. III : pays des Bangala, 4 juin 1888 (Hens n° 130).

DISTRIB. : Originaire de l'Inde et naturalisé dans l'Asie, l'Afrique et l'Amérique trop.

* **I. sagittata** Hook. f. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 47; A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 69 (non alior.); HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 142.

I. sagittata Poir. var. *diversifolia* Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1845) p. 372.

Pays des Niamniam au Nabambisso, 1er mai 1870 (Schweinf. n° 3755).

DISTRIB. : Sénégambie, Haute-Guinée, Abyssinie.

* **I. tenuis** E. Mey. in *Flora* (1843) Beig. p. 195; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 140.

I. fragilis Choisy in *Prodr. regn. veget.* IX (1845) p. 140.
I. longipes Engl. in *Bot. Jahrb.* X (1889) p. 246.

Pays des Niamniam au Nabambisso, 23 févr. 1870 (Schweinf. n° 3148).

DISTRIB. : Angola, Grikoua, colonie du Cap.

* **I. verbascoidea** Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1845) p. 151; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 151.

Pays des Niamniam : colline Maschir, 1er juill. 1870 (Schweinf. n° 4013).

DISTRIB. : Pays des Djur, Angola.

284. ANISEIA Choisy.

A. uniflora (Don) Choisy *Convolv. Orient.* (1833) p. 101 et in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 431.

Convolvulus — Burm. f. *Fl. Ind.* (1768) p. 47.
Ipomœa — Roem. et Schult. *Syst. veget.* IV (1819) p. 247.
C. Rheedii Wall. in ROXB. *Fl. Ind.* II (1824) p. 70; WIGHT *Illustr. Ind. Bot.* p. 17 t. 8.
A. martinicensis Choisy *loc. cit.* IX (1845) p. 430; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII p. 96.

Congo (Johnston).

DISTR. : Inde or., Java, Madagascar, Afrique trop. occid.

285. HEWITTIA Wight et Arn.

H. sublobata (L. f.) O. Ktze *Revis. generum* (1891) p. 441 cum syn.; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII p. 111.

Convolvulus — L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 135.

Shutereia bicolor Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1845) p. 435; *Fl. des Serres* IV (1848) t. 421.
H. asarifolia et *hirta* Klotzsch in PETERS *Reise nach Mossamb.* I (1862) p. 242 et 243.

Rég. I : Nyangwé, 28 avril 1882 (Pogge n° 1150).
Rég. III? : entre le Lubilasch et le Lomami, 22 févr. 1882 (Pogge n° 1026).

DISTRIB. : Toute l'Asie et l'Afrique trop., Arabie.

286. JACQEMONTIA Choisy.

J. capitata (Desv.) G. Don *Gen. Syst. Bot.* IV (1838) p. 283; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 95.

Convolvulus — Desv. in LAM. *Encycl. méth. Bot.* III (1789) p. 554.
Ipomæa — Choisy (non Roem. et Schult.) in DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1848) p. 365.
C. guineensis Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 90.

Rég. III : Stanley-Pool, 2 août 1888 (Hens sér. B n° 35).
Rég. V : Bas-Congo (Johnston); Lutété, 10 févr. 1888 (Hens sér. A n° 263).

DISTRIB. : Afrique trop.

287. EVOLVULUS L.

E. alsinoides L. *Sp. pl.* ed. 2 (1762) p. 392; CHOISY in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 447; HALLIER in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 85.

Convolvulus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 157.

Rég. III? : Lufu, janv. 1888 (Hens sér. A n° 311).

DISTRIB. : Sous diverses formes, cette espèce croît dans l'Asie, l'Afrique, l'Amérique et l'Australie trop.

E. alsinoides var. **erectus** Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 94; HALLIER *loc. cit.* XVIII (1894) p. 85.

E. linifolius L. *Sp. pl.* ed. 2 (1762) p. 392.
E. heterophyllus Labill. *Sert. Austro-Caled.* I (1824) p. 24 t. 29.

Congo (Hens n° 17 fide Hallier).

DISTRIB. : Avec le type.

288. MERREMIA Denust.

M. pterygocaulos (Choisy) Hallier in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 113.

Ipomœa — Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* IX (1845) p. 381.

Rég. III : au Lomami, 30 mai 1882 (Pogge n° 1212).

DISTRIB. : Toute l'Afrique trop.

M. hederacea (Burm.) Hallier in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 118.

Evolvulus — Burm. *Fl. Ind.* (1768) p. 77 t. 30 fig. 2.
Convolvulus flavus Willd. *Sp. pl.* I (1798) p. 852; CHOISY in DC. *Prodr. regn. veget.* IX p. 415; CLARKE in HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 219.

Rég. III : Lone Island (Büttn. n° 386); Stanley-Pool, 16 avril 1888 (Hens sér. B n° 43).

DISTRIB. : Inde angl.

289. BONAMIA Thou.

† **B. minor** Hallier in ENGL. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 91.

Rég. III : bassin du Lomami, 30 mai 1882 (Pogge n° 1214).

SOLANACEÆ.

290. SOLANUM L.

S. indicum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 187; Nees in *Trans. Linn. Soc.* XVII p. 55; Wight *Icon. pl. Ind. or.* I t. 346; Dunal in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 309; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* p. 234.

S. Anguivi Hook. *Exot. Fl.* III (1827) t. 199.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Asie et Afrique trop.

S. melongena L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 186; Nees in *Trans. Linn. Soc.* XVII (1837) p. 40; Wight *Illustr. Ind. Bot.* t. 166; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 235.

S. esculentum Dunal *Solan. syn.* (1816) p. 208 t. 3 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 355.

Congo (Johnston).

Distrib. : Origine incertaine; cultivé dans toutes les régions chaudes du globe.

† **S. Naumanni** Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1879) p. 64.

Rég. V : Boma, 5 sept. 1874 (Naum.).

291. PHYSALIS L.

P. minima L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 183; Nees in *Trans. Linn. Soc.* XVII (1837) p. 69; Dunal in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 145; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 238.

Rég. III : Lukolela, nov. 1885 (Büttn.).
Rég. V : Lutété, 20 févr. 1888 (Hens sér. A n° 262).

Distrib. : Région trop. de l'ancien monde.

P. peruviana L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 183; Nees in *Trans. Linn. Soc.* XVII (1837) p. 67; Dunal in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 143; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 238.

P. edulis Sims in *Bot. Mag.* (1807) t. 1068.

P. pubescens Don (an L.?) *Prodr. fl. Nepal.* (1825) p. 97.

Congo (Lieut. Lemaire fide Dewèvre).

Distrib. : Amérique trop.; cultivé dans la région trop. de l'ancien monde.

292. DATURA L.

D. Stramonium L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 179; *Engl. Bot.* (1804) t. 1288; Dunal in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 540; Boiss. *Fl. Or.* IV p. 292; Bentl. et Trim. *Medic. Pl.* III t. 192; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 242.

Distrib. : Plante cosmopolite dans les régions trop. et temp. du monde entier.

— — var. **Tatula** Dunal in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 (1852) p. 540; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV (1883) p. 242.

D. Tatula L. *Sp. pl.* ed. 2 (1762) p. 256; Willd. *Sp. pl.* I p. 1008; Sweet *Brit. Flow. Gard.* t. 83.

Stramonium — Moench *Method. pl. Marb.* (1794) p. 456.

Congo, oct. 1892 (Demeuse n° 521).

Distrib. : Avec le type.

293. NICOTIANA L.

N. rustica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 258; Lehm. *Nicot.* p. 34; Roem. et Schult. *Syst. veget.* IV p. 319; Walp. *Repert. bot.*

III p. 10; DUNAL in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 563.

Cultivé au Congo : pays des Monbouttou (Schweinf.); Bas-Congo (Laurent, Dupuis, etc.).

DISTRIB. : Sans doute originaire du Mexique (Dunal) et cultivé en Europe, en Asie, en Afrique et en Amérique.

N. TABACUM L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 180; DUNAL in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 557; NEES *Pl. officin.* t. 194; BENTL. et TRIM. *Medic. Pl.* III t. 191.

Rég. III : Équateurville, nov. 1885 (Büttn.).

DISTRIB. : Cette espèce, originaire de l'Amérique austr., est largement cultivée dans les zones tempérées et tropicales du monde entier.

294. PETUNIA Juss.

P. NYCTAGINIFLORA Juss. in *Ann. Mus. Paris* II (1803) p. 215 t. 47 fig. 2; *Bot. Mag.* (1825) t. 2552; WALP. *Repert. bot.* III p. 933; TRATT. *Archiv d. Gewächsk.* t. 72; DUNAL in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 1 p. 573.

Nicotiana — Lehm. *Gen. Nicot. hist.* (1818) p. 47.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

DISTRIB. : Argentine.

295. SCHWENKIA L.

S. americana L. *Gen. pl.* ed. 6 (1761) p. 567; VAHL *Enum. pl.* I p. 102; BENTH. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 194.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn.).
Rég. V : Lutété, 18 févr. 1888 (Hens sér. A n° 260).

DISTRIB. : Brésil, Sénégambie, Bas-Niger.

SCROPHULARIACEÆ.

296. HALLERIA L.

H. lucida L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 625; *Bot. Mag.* (1815) t. 1744; Lam. *Pl. bot. Encycl.* III t. 546; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 307.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique trop. et austr.

297. MIMULUS L.

M. gracilis R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 439; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 369 et *Fl. Austral.* IV p. 482; Hook. f. *Brit. Fl. Ind.* IV p. 259.

Congo (Johnston).

Distrib. : Abyssinie, Afrique austro-or., Australie, Inde angl.

298. HERPESTIS Gaertn. f.

H. calycina Benth. in Hook. *Comp. Bot. Mag.* II (1836) p. 57 et in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 399.

Rég. III : Stanley-Pool, juill. 1888 (Hens sér. B n° 27).
Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Sénégambie, Angola, Zanzibar.

H. Monnieria (L.) Kunth in Humb. et Bonpl. *Nov. gen. et sp. pl.* II (1817) p. 366; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 400.

Gratiola — L. *Amœn. acad.* IV (1759) p. 306; Roxb. *Corom. Pl.* II t. 178.

H. crenata P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) t. 112.

Congo (Hens n° 119).

DISTRIB. : Plante cosmopolite dans la région tropicale de l'ancien et du nouveau monde.

299. TORENIA L.

T. parviflora Hamilt. in WALL. *Catal.* (1831) n° 3958; BENTH. *Scrophul. Indicae* p. 39 et in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 410; SCHMIDT in MART. *Fl. Brasil.* III p. 322 t. 56 fig. 1; BAKER *Fl. of Maurit.* p. 233.

Rég. III : Lukolela, nov. 1885 (Büttn.); Stanley-Pool, 12 août 1888 (Hens sér. B n° 89).

Rég. IV : Koango, août 1885 (Büttn.).

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Régions tropicales de l'ancien et du nouveau monde.

300. ILYSANTHES Raf.

I. parviflora (Roxb.) Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X (1846) p. 419; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 283.

Gratiola — Roxb. *Pl. Coromand.* III (1819) p. 3 t. 204.
Bonnaya — Benth. *Scrophul. Indicae* (1836) p. 34.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

DISTRIB. : Afrique trop., Inde.

301. VANDELLIA L.

V. diffusa L. *Mant. pl.* I (1767) p. 89; BENTH. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 416.

Gratiola origanifolia Vahl *Enum. pl.* I (1804) p. 99.

Bonnaya origanifolia Spreng. *Syst. veget.* I (1825) p. 42.

Rég. III : Msuata, oct. 1885 (Büttn.).
Congo (Hens n° 322).

Distrib. : Afrique et Amérique trop.

302. SCOPARIA L.

S. dulcis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 168; P. Beauv. *Fl. d'Oware* II t. 115; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 431; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 289.

S. ternata Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 30.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 360).
Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn. n° 361).

Distrib. : Régions trop. et subtrop. de l'ancien et du nouveau monde, mais originaire de l'Amérique.

303. RHAMPHICARPA Benth.

R. longiflora Benth. in Hook. *Comp. Bot. Mag.* I (1835) p. 368.

Macrosiphon fistulosum Hochst. in *Flora* XXIV (1841) p. 374.
Rhamphicarpa — Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X (1846) p. 504.

Rég. III : Stanley-Pool, 10 août 1888 (Hens sér. B n° 96).

Distrib. : Sénégal, Abyssinie, Kordofan.

304. BUCHNERA L.

B. multicaulis Engl. in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 69.

Rég. IV : bassin de la Lulua, à 9°5 lat. (Pogge n° 322) et du Kassaï (Buchn.).

Distrib. : Angola (Malange).

† **B. quangensis** Engl. in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 71.

Rég. IV : Chasamango, juill. 1881 (Teusz in v. Mechow nº 540).

† **B. Reissiana** Büttn.; Engl. in *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 68.

Rég. III : Équateurville et Lukolela (Büttn.).

† **B. subcapitata** Engl. in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 71.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat., janv. 1876 (Pogge nº 275).

305. STRIGA Lour.

S. Forbesii Benth. in Hook. *Comp. Bot. Mag.* I (1835) p. 364 et in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 503.

Congo (Johnston).

Distrib. : Sénégambie, Mozambique, Madagascar.

S. lutea Lour. *Fl. Cochinch.* (1790) p. 22; Benth. in Hook. *Comp. Bot. Mag.* I p. 368; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 299.

S. hirsuta Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X (1846) p. 502.
Campuleia coccinea Hook. *Fl. Exot.* (1827) t. 203.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).

Distrib. : Arabie, Asie et Afrique trop., Afrique austr.

306. CYCNIUM E. Mey.

C. adonense E. Mey. ex Benth. in Hook. *Comp. Bot. Mag.* I (1835) p. 368; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 505.

Rég. IV : Koango, août 1885 (Büttn.).

Distrib. : Afrique austr.

†**C. Buchneri** Engl. in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 73.

Rég. IV : Koango (Teusz in v. Mechow nº 516).

C. camporum Engl. in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 73.

Rég. IV? : entre Niangwé et Kimbundo, juill. 1882 (Pogge nº 1018).
Rég. V : Bas-Congo, août 1893 (Laurent nºˢ 16 et 199).

DISTRIB. : Afrique trop.

307. SOPUBIA Ham.

S. Dregeana Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* X (1846) p. 522.

Gerardia — Hochst. in *Flora* XXV (1842) p. 240.
Rhaphidophyllum simplex Hochst. in *Flora* XXIV (1841) p. 667.
Sopubia — Hochst. in *Flora* XXVII (1844) p. 27.

Rég. I : Katanga (Cornet).
Rég. V : Mayombé (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. et austro-or., colonie du Cap.

†**S. latifolia** Engl. in *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 66.

Rég. IV : Mukenge, nov. 1881 (Pogge nº 1112).

S. trifida Hamilt. in D. DON *Prodr. fl. Nepal.* (1825) p. 88; BENTH. in DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 522.

Gerardia scabra Wall. (non L.) *Catal.* (1831) nº 3889.
G. Sopubia Benth. in HOOK. *Comp. Bot. Mag.* I (1835) p. 210.

Rég. III : Bolobo, Lukolela (Büttn.).
Rég. IV : bassin de la Lulua (Pogge).

DISTRIB. : Inde, Ceylan.

LENTIBULARIACEÆ.

308. UTRICULARIA L.

U. exoleta R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 430; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 329.

U. diantha Roem. et Schult. *Syst. veget.* I *Mant.* (1822) p. 129; Wight *Icon. pl. Ind. or.* III t. 1569; Oliv. in *Journ. Linn. Soc.* III (1859) p. 175.

Congo (Johnston).

Distrib. : Asie trop., Australie bor.

U. stellaris L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 86; Roxb. *Corom. Pl.* II p. 42 t. 180; A. DC. *Prodr. regn. veget.* VIII p. 3; Wight *Icon. pl. Ind. or.* t. 1567; Boiss. *Fl. Or.* IV p. 3.

Le type, non signalé au Congo, se rencontre sur divers points de l'Asie et de l'Afrique trop.

— — var. **inflexa** Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV (1885) p. 329.

U. inflexa Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 9; Delile *Fl. Ægypt. Illustr.* p. 4 t. 4 fig. 1; A. DC. *loc. cit.* VIII p. 4; Boiss. *loc. cit.* IV p. 3.
U. Thonningii Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 12.

Rég. IV : Kingunchi, août 1885 (Büttn.).

Distrib. : Bengale, Afrique bor. et trop.

U. reflexa Oliv. in *Journ. Linn. Soc.* IX (1867) p. 146.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique trop. occid. (du Niger à l'Angola).

BIGNONIACEÆ.

309. SPATHODEA P. Beauv.

S. campanulata P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 47 t. 27; DC. *Prodr. regn. veget.* X p. 505.

Rég. I : Katanga (Briart).
Rég. V : Bas-Congo (Dupuis).

Distrib. : Afrique équinox. occid.

310. DOLICHANDRONE Fenzl.

D. tomentosa (Seem.) Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1876) p. 1046.

Muenteria — Seemann in *Journ. of Bot.* III (1865) p. 330.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 377).

Distrib. : Afrique trop.

PEDALINACEÆ.

311. SESAMUM L.

S. angolense Welw. in *Trans. Linn. Soc.* XXVII (1869) p. 51.

S. macranthum Oliv. *loc. cit.* XXIX (1875) p. 131.

Rég. I : env. de Lualaba près Goia Kapopa, mars 1875 (Pogge n° 998).
Rég. IV : la Lulua, vers 9°5 lat. S., mai 1876 (Pogge n° 299).

Distrib. : Afrique trop. (Angola et bassin du Victoria-Nyanza).

ACANTHACEÆ.

312. THUNBERGIA L. f.

T. longifolia Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 91.

Pays des Niamniam au nord de Ibba, 25 juin 1870 (Schweinf. n° 3965).

T. parvifolia Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 90.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Angola.

313. NELSONIA R. Br.

N. campestris R. Brown *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 481; Endl. *Iconogr. gen. pl.* t. 79; Benth. *Fl. Austral.* IV p. 543; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 394.

N. tomentosa Dietr. *Sp. pl.* I (1839) p. 419.

Rég. III : Stanley-Pool, 27 août 1888 (Hens sér. B n° 73).

Distrib. : Asie, Afrique, Amérique et Australie trop.

314. HYGROPHILA R. Br.

H. longifolia Nees in Mart. *Fl. Brasil.* IX (1857) p. 21 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XI p. 87.

Congo (Johnston).

Distrib. : Du Mexique à la Plata.

315. BRILLANTAISIA P. Beauv.

B. alata T. Anders. ex Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 125 t. 124.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, août 1885 (Büttn. n° 353).
Rég. V : Bas-Congo, commun dans le voisinage des villages, août 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. occid.; Unyoro; Uganda.

R. owariensis P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 67 t. 100; *Bot. Mag.* (1853) t. 4717.

Rég. V : Ponta da Lenha, 1874 (Naum. fide Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII [1887] p. 65).

DISTRIB. : Haute et Basse-Guinée.

316. RUELLIA L.

* **R. ibbensis** Lindau in ENGL. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 15.

Pays des Niamniam au nord de Ibba, 5 juin 1878 (Schweinf. n° 3978).

* **R. praetermissa** Schweinf. mss. ex Lindau in ENGL. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 15.

Pays des Niamniam au Nabambisso, 1er mai 1870 (Schweinf. n° 3754) et à Tuhamis Saiba Indimma, 26 mai 1870 (Schweinf. n° 3789).

DISTRIB. : Pays des Bongo.

317. MICRANTHUS Wendl. (non Pers.).

M. imbricatus (Forsk.) Nob.

Ruellia — Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 26.
Ætheilema — R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 478; NEES in DC. *Prodr. regn. veget.* XI p. 262.
Phaylopsis longifolia Sims in *Bot. Mag.* (1823) t. 2438.

Rég. III : Stanley-Pool, 1888 (Hens sér. B n° 52).

DISTRIB. : Afrique bor.-or., trop. et austr.

† **M. Poggei** Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XVII (1893) p. 108.

Rég. I : Niangwé, 27 avril 1882 (Pogge n° 978).

318. LANKESTERIA Lindl.

L. elegans T. Anders. in *Journ. Linn. Soc.* VII (1864) p. 33.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Afrique trop.

319. WHITFIELDIA Hook.

W. longiflora T. Anders. in *Journ. Linn. Soc.* VII (1864) p. 27.

Congo (Hens n° 343).

Distrib. : Afrique trop.

320. BLEPHARIS Juss.

† **B. Buchneri** Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 30.

Rég. III : Lomami, 30 mai 1882 (Pogge).

Distrib. : Angola.

† **B. trinervis** Dewèvre in *Bull. Soc. roy. bot. Belg.* XXXIII 2 (1894) p. 104.

Rég. I : plaines sablonneuses de la Bussumba (Cornet).

321. ACANTHOPSIS Harv.

A. horrida Nees in DC. *Prodr. regn. veget.* XI (1847) p. 278.

Dilivaria — Nees in *Linnæa* (1841) p. 263.
Acanthodium plumulosum E. Mey. mss. ex Nees *loc. cit.*

Congo (Demeuse).

Distrib. : Pays des Nama.

322. ACANTHUS L.

† **A. mayaceanus** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 37.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, 16 août 1885 (Büttn. n° 355).

323. BARLERIA L.

* **B. calophylla** Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 17.

Pays des Niamniam à Mabode, 4 févr. 1870 (Schweinf. n° 2929).

324. SCYTANTHUS T. Anders.

S. laurifolius T. Anders. mss. ex Benth. et Hook. *Gen. pl.* II (1876) p. 1093.

Congo (Hens n° 113).

Distrib. : Afrique trop. occid.

325. ASYSTASIA Bl.

A. coromandeliana Nees in Wall. *Pl. Asiat. rarior.* III (1832) p. 89; Dalz. et Gibs. *Bomb. Fl.* p. 186; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 493.

A. gangetica T. Anders. in Thwaites *Enum. pl. Zeyl.* (1864) p. 235.

Congo (Hens n° 124).

Distrib. : Arabie, Asie et Afrique trop.

326. PSEUDERANTHEMUM Radlk.

† **P. Ludovicianum** (Büttn.) Nob.

Eranthemum — Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 41.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, 3 juill. 1885 (Büttn. n° 460).

327. JUSTICIA L.

† **J. Garckeana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXII (1890) p. 38.

Rég. IV : pays des Majakalla (Koango), 12 août 1885 (Büttn. n° 356).

† **J. Poggei** Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 61.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat. S., 1876 (Pogge n° 304).

328. NICOTEBA Lindau.

* **N. lanceolata** Lindau in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 38.

Pays des Niamniam, 6 févr. 1870 (Schweinf. n° 2885).

Distrib. : Dar-Fertit.

329. HYPOESTES R. Br.

H. mollis T. Anders. in *Journ. Linn. Soc.* VII (1864) p. 49.

Rég. I : Katanga (Cornet).
Rég. V : Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop.

SELAGINACEÆ.

330. SELAGO L.

S. alopecuroides Rolfe in *Journ. of Bot.* (1886) p. 175.

Congo (Johnston).

Distrib. : Angola.

S. Johnstonii Rolfe in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1887) p. 244.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique trop. or.

VERBENACEÆ.

331. STACHYTARPHETA Vahl.

S. indica (L.) Vahl *Enum. pl.* I (1804) p. 206; Clarke in Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 564.

Verbena — L. *Syst. nat.* ed. 10 (1759) p. 821.
S. jamaicensis Vahl *loc. cit.* I (1804) p. 206; *Bot. Mag.* (1816) t. 1860; Schauer in DC. *Prodr. regn. veget.* XI p. 564.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie, Afrique et Amérique trop.

332. PREMNA L.

P. angolensis Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 167.

Rég. IV : Koango au pays des Majakalla, nov. 1880 (v. Mechow nº 527).

Distrib. : Loango.

333. VITEX L.

V. camporum Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXII (1890) p. 35.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn. nº 428).

Distrib. : Angola.

† **V. lundensis** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 168.

Rég. IV : bassin de la Lulua, 17 mai 1892 (Pogge nº 1260).

† **V. Poggei** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 168. Congo (Pogge nº 1255).

Obs. Le nº 1260, de la même collection venant de la Lulua; il est plus que probable que ce nº 1255 vient de la même région.

† **V. rufescens** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1890) p. 169.

Rég. IV : bassin de la Lulua (Pogge).

Distrib. : Angola.

334. CLERODENDRON L.

* **C. alatum** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 182.

Pays des Niamniam à Tuhami Scriba, 24 mai 1870 (Schweinf. nº 3796).

* **C. Buchneri** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 173.

Rég. IV : Quifocussa sur le Koango, févr. 1881 (v. Mechow nº 5570).

† **C. congensis** Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 65.

Rég. V : Boma et Ponta da Lenha, 5 sept. 1874 (Naum.).

C. formicarum Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 179.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, 8 avril 1870 (Schweinf. n° 3483 et à Kussumbo, 10 avril 1870 (Schweinf. n° 3641).

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat., févr. 1876 (Pogge n° 338).

Distrib. : Angola; Bukoba.

† **C. fuscum** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1393) p. 175.

Rég. IV : Haut-Lulua vers 9°5 lat., mai 1870 (Pogge n° 335).

† **C. grandifolium** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 173.

Rég. IV : pays des Majakalla sur le Koango, nov. 1889 (v. Mechow n° 530).

† **C. Poggei** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 171.

Rég. IV : « dans un village Kalebue », mars 1882 (Pogge n° 1116).

* **C. Schweinfurthii** Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 177).

Pays des Niamniam sur le Nabambisso, 17 févr. 1879 (Schweinf. n°s 3021 et 3024).

Distrib. : Afrique or. (région des grands lacs).

C. spinescens (Oliv.) Gürke in Engl. *Bot. Jahrb.* XVIII (1893) p. 180.

Cyclonema — Oliv. in *Journ. Linn. Soc.* XV (1876) p. 96.

Congo (Johnston).

Distrib. : Angola, pays des Damara et des Nama; région des Grands Lacs.

C. spinescens var. **parviflora** Schinz ex Gürke *loc. cit.* XVIII (1893) p. 180.

Rég. I : Lualaba (Descamps).
Rég. III : Stanley-Pool (Hens sér. B n° 57).

LABIATACEÆ.

335. OCIMUM L.

O. canum Sims in *Bot. Mag.* (1823) t. 2452; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 32.

O. americanum L. (non Jacq.) *Amœn. acad.* IV (1759) p. 276.

Rég. V : Tondoa (Büttn.).

Distrib. : Afrique trop. et subtrop.

O. gratissimum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1197; Jacq. *Icon. pl. rar.* III t. 495; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 34 (excl. syn.); Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 608.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 397).

Distrib. : Asie et Afrique trop. (Amérique trop., indig.?)

† **O. glossophyllum** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 162.

Rég. IV : au Koango, sept. 1876 (Pogge n° 354).

† **O. linearifolium** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 162.

Rég. IV : au Koango, sept. 1876 (Pogge n° 357).

† **O. Poggeanum** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 163.

Rég. IV : au Koango, sept. 1876 (Pogge n° 355).

* **O. Schweinfurthii** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 160.

Rég. II : pays des Niamniam à Gumango, 6 févr. 1870 (Schweinf. n° 2890).

336. GENIOSPORUM Wall.

† **G. scabridum** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 165.

Rég. IV : Haut-Lulua, mai 1876 (Pogge n° 347).

337. PLATOSTOMA P. Beauv.

P. africanum P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 61 t. 95; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 47.

Ocimum sylvaticum Schumach. in Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 270.
Geniosporum Palisotii Benth. *Labiat. gen. et sp.* (1832) p. 29.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Lutété, 18 févr. 1888 (Hens sér. A n° 260).

Distrib. : Afrique trop. occid.-bor.

P. flaccidum Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 165.

Rég. III : Ulsuate (Msuata ?), 1er nov. 1885 (Büttn.).
Rég. IV : Haut-Lulua, mai 1876 (Pogge n° 363).

Distrib. : Angola.

† **P. Buettnerianum** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 166.

Rég. III : Léopoldville, 3 janv. 1886 (Büttn. n° 449).

338. ACROCEPHALUS R. Br.

† **A. campicola** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 167.

Rég. I : Campine à Nyangué, 2 avril 1888 (Pogge nº 1075).

A. cœruleus Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 135.

Obs. Cette espèce se présente sous deux formes bien caractérisées par J. Briquet.

— — var. **genuinus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 166.

Rég. I : Campine à Nyangué, 21 avril 1882 (Pogge nº 1075).

Distrib. : Afrique trop. orient.

— — var. **trichosoma** Briq. *loc. cit.* XIX (1894) p. 166.

Rég. IV : Lulua, 9º5 lat., mai 1876 (Pogge nº 358).

† **A. elongatus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 171.

Rég. IV? : entre Nyangué et Kimbundo, 3 juill. 1882 (Pogge nº 1014).

† **A. iododermis** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 167.

Rég. IV : Mukenge, 2 avril 1882 (Pogge nº 1086).

† **A. paniculatus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 172.

Rég. IV : Mussumba, 8º5 lat. S., janv. 1876 (Pogge nº 370).

† **A. Poggeanus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 170.

Rég. IV : Mukenge, 7 avril 1882 (Pogge nº 1087).

339. ORTHOSIPHON Benth.

O. adornatus Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 176.

Obs. Cette espèce présente quatre variétés dont trois ne sont connues que de l'Angola.

— — var. **oblongifolius** Briq. *loc. cit.* XIX (1894) p. 177.

Rég. V : Lutété, 6 juill. 1881 (Büttn. n° 570).

† **O. heterochrous** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 173.

Rég. IV : Koango, sept. 1876 (Pogge n° 366).

† **O. iodocalyx** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 174.

Rég. IV : Koango, sept. 1876 (Pogge n° 353).

† **O. retinervis** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 175.

Rég. IV : Cissacula dans le Koango, janv. 1881 (v. Mechow n° 553).

* **O. roseus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 174.

Pays des Niamniam : riv. Maba, 24 mai 1870 (Schwf. n° 3818).

340. PLECTRANTHUS L'Hérit.

† **P. miserabilis** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 180.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 1022).

341. SOLENOSTEMON Schumach. et Thonn.

† **S. bullatus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 180.

Rég. IV : Haut-Lulua, 9°5 lat., mai 1876 (Pogge n° 356).

S. ocymoides Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 271.

S. africanus Benth. in Hook. et Benth. *Gen. pl.* II (1873) p. 1176.
Coleus — Benth. *Labiat. gen. et sp.* (1832-36) p. 74 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 74.

Rég. III : Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 393); Lone Island, nov. 1885 (Büttn. n° 396).

Distrib. : Sierra-Leone, São Thomé, Bas-Niger, Guinée.

342. COLEUS Lour.

† **C. Poggeanus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 182.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat. S., janv. 1876 (Pogge n° 364).

C. mirabilis Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 183.

Obs. Briquet décrit quatre variétés de cette espèce; trois d'entre elles ont été découvertes dans l'Angola seulement.

— — var. **Poggeanus** Briq. *loc. cit.* XIX (1894) p. 184.

Rég. IV : Haut-Lulua, 9°5 lat. S., mai 1876 (Pogge n° 350).

† **C. nervosus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 185.

Rég. III : Lomami, 12 mars 1882 (Pogge n° 1034).

* **C. membranaceus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 183.

Rég. IV : Cissacula dans le Koango, janv. 1881 (v. Mechow n° 554).

† **C. viridis** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 181.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat. S., janv. 1876 (Pogge n° 365).

343. ÆOLANTHUS Mart.

† **Æ. Buchnerianus** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 187.

Rég. IV? : « Oberes Congogebiet, Felsen der Bango, Savane », avril 1881 (Buchn. n° 571).

344. ANISOCHILUS Wall.

† **A. Engleri** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 190.

Rég. I : Haut-Lulua, 9°5 lat. S., mai 1876 (Pogge n° 372).

Rég. IV? : entre Nyangué et Kimbundo, 15 juin 1882 (Pogge n° 1019).

345. ALVESIA Welw.

A. rosmarinifolia Welw. in *Trans. Linn. Soc.* XXVII (1869) p. 55 t. 19.

Rég. III : Stanley-Pool, 10 juill. 1888 (Hens sér. B n° 88).

Distrib. : Angola.

346. HYPTIS Jacq.

H. brevipes Poit. in *Ann. Mus. Paris* VII (1806) p. 405 ; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 107.

Rég. V : Ponta da Lenha, 1874 (Naum.).

Distrib. : Afrique et Amérique trop., mais peut-être seulement naturalisé dans l'ancien monde.

H. spicigera Lam. *Encycl. méth. Bot.* III (1789) p. 185; DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 87.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

Distrib. : Manille, Afrique et Amérique trop.

347. LEONITIS Pers.

L. Leonurus (L.) R. Br. in Ait. *Hort. Kew.* ed. 2, III (1811) p. 412; Benth. in DC. *Prodr. regn. veget.* XII p. 536.

Phlomis — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 587; *Bot. Mag.* (1800) t. 478.

Le type n'est indiqué que dans la colonie du Cap et dans le Lüderitzland.

— — var. **vestita** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 194.

Rég. I : la Lulua, mai 1876 (Pogge n° 360).

348. LEUCAS R. Br.

† **L. Poggeana** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 193.

Rég. IV : la Lulua, 6 mai 1882 (Pogge n° 1122).

349. TINNÆA Kotschy et Peyr.

† **T. platyphylla** Briq. in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 194.

Rég. IV : Mussumba, 8°5 lat. S., janv. 1876 (Pogge n° 346).

NYCTAGINACEÆ.

350. BOERHAAVIA L.

B. paniculata Rich. in *Act. Soc. hist. nat. Paris* I (1792) p. 105; Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 450; Griseb. *Fl. Brit. West Ind.* p. 69.

Rég. III : Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 327).

Distrib. : Toute l'Amérique trop.; îles du Cap-Vert.

351. BOUGAINVILLÆA Comm.

B. spectabilis Willd. *Sp. pl.* II (1800) p. 348; Choisy in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 437.

Josepha angusta Vell *Fl. Flumin.* IV (1829) t. 16.

Rég. V : Banana, août 1893 (Dupuis).

Distrib. : Plante de l'Amérique trop. introduite au Congo par les missionnaires (Dupuis).

AMARANTACEÆ.

352. CELOSIA L.

C. argentea L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 205; Wight *Icon. pl. Ind. or.* t. 1767; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 243; Boiss. *Fl. Or.* IV p. 987; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 714.

Rég. I : Nyangué (Demeuse).
Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 1328); Kissimémé (Pogge n° 291).
Rég. V : Bas-Congo (Hens sér. C n° 172).

Distrib. : Plante tropicale cosmopolite.

C. laxa Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 141; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 437.

Rég. III : pays des Bangala, août 1888 (Hens sér. C nº 175).

Distrib. : Afrique trop. occid.

C. leptostachya Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 494.

Rég. III : pays des Bangala, 17 mai 1888 (Hens sér. C nº 126).

Distrib. : Afrique trop. occid., Madagascar.

C. trigyna L. *Mant. pl.* II (1771) p. 212; Jacq. *Hort. Vindob.* III p. 12 t. 15; Lam. *Pl. bot. Encycl.* I t. 168 fig. 2; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 241.

Lestibudesia — R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 414.

Rég. I : Lualaba (Descamps).
Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. nº 318); Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. nº 316); Léopoldville (Büttn. nºs 316 et 318).
Rég. IV : Mukenge (Pogge nºs 1354 et 1406); Kissimémé (Pogge nº 221).
Rég. V : Lutété, 28 févr. 1888 (Hens sér. A nº 216).

Distrib. : Afrique trop. contin., Madagascar.

353. DIGERA Forsk.

D. arvensis Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 65; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 717.

D. alternifolia Aschers. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 180; Boiss. *Fl. Or.* IV p. 994; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 717.
D. muricata Wight *Icon. pl. Ind. or.* II (1843) t. 732.

Rég. III : Lisha, 24 avril 1888 (Hens n° 370).
Rég. V : Lutété, 28 févr. 1888 (Hens n° 216).

DISTRIB. : Asie et Afrique trop., subtrop. et calid.

354. AMARANTUS L.

A. caudatus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 990; BOISS. *Fl. Or.* IV p. 988; MOQ. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 255; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 719.

Rég. III : Stanley-Pool, 29 août 1888 (Hens sér. B n° 99).
Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

DISTRIB. : Abyssinie, Mésopotamie, Perse, Inde; aill. cult. ou natur.

A. viridis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1405; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 720.

Euxolus caudatus et *viridis* Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 (1849) p. 273 et 274.
Chenopodium — Jacq. *Icon. pl. rar.* II (1786-93) t. 344.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn. n° 322); Vungu (Laurent).

DISTRIB. : Europe temp., Asie, Afrique, Amérique et Australie trop. et subtrop.

355. CYATHULA Lour.

C. prostrata (L.) Bl. *Bijdr. Fl. Nederl. Ind.* II (1825) p. 549; MOQ. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 226; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 723.

Achyranthes — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1762) p. 296.

Rég. III : pays des Bangala, nov. 1891 (Demeuse).
Rég. V : Lutété, 20 févr. 1888 (Hens sér. A n° 233).

DISTRIB. : Plante cosmopolite.

356. ÆRUA Forsk.

Æ. lanata (L.) Juss. in *Ann. Mus. Paris* XI (1808) p. 131; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 226; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 723.

Achyranthes — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 296.

Congo, juin 1891 (Demeuse).

Distrib. : Arabie, Afrique trop. et austr.

357. ACHYRANTHES L.

A. angustifolia Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 492.

Rég. III : Stanley-Pool, 1891 (Demeuse).

Distrib. : Bas-Niger.

A. aspera L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 204; Wight *Icon. pl. Ind. or.* V t. 1780; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 314; Boiss. *Fl. Or.* IV p. 993; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 730.

Rég. III : Stanley-Pool, 28 juill. 1888 (Hens sér. B n° 28).

Distrib. : Asie, Afrique, Amérique et Australie trop.

358. PANDIAKA Benth. et Hook.

P. Heudelotii (Moq.-Tand.) Benth. et Hook. *Gen. pl.* III (1880) p. 36.

Achyranthes — Moq.-Tand. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 (1849) p. 310.

Rég. IV : Mukenge; Kissimémé, janv. 1876 (Pogge n° 226).

Distrib. : Sénégambie.

359. ALTERNANTHERA Forsk.

A. repens (L.) Steud. *Nomencl. bot.* ed. 1, I (1821) p. 34.

Achyranthes — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 205.
Illecebrum Achyrantha L. *loc. cit.* ed. 2 (1762) p. 299.
Alternanthera — R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 358; Moq.-Tand. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 358.

Rég. V : Lutété, 2 avril 1888 (Hens sér. A n° 300).

Distrib. : Asie et Amérique subtrop. et trop.; îles Canaries.

A. sessilis (L.) R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 417; Wight *Icon. pl. Ind. or.* II t. 627; Moq. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIII, 2 p. 357; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 731.

Gomphrena — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1762) p. 300.
A. triandra Lam. *Encycl. méth. Bot.* I (1783) p. 95.

Rég. III : Lone Island, nov. 1885 (Büttn.), Stanley-Pool (Hens), N'Tamo, 3 août 1888 (Hens sér. B n° 16).

Distrib. : Régions trop. et subtrop. de l'Asie et de l'Amérique; Afrique austr.

POLYGONACEÆ.

360. POLYGONUM L.

P. acuminatum Kunth in H. et B. *Nov. gen. et sp. pl.* II (1817) p. 178; Meisn. in DC. *Prodr. regn. veget.* XIV p. 114 et in Mart. *Fl. Brasil.* V, 1 p. 11 t. 4.

Rég. IV : Kingunchi sur le Koango, nov. 1885 (Büttn. n° 314).

Distrib. : Sous diverses formes cette espèce croît dans l'Amérique trop. et l'Afrique austr.

P. senegalense Meisn. *Monog. gen. Polyg. prodr.* (1826) p. 54 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XIV, 1 p. 123.

Rég. III : Lone Island, nov. 1885 (Büttn.).
Rég. V : Ponta da Lenha (Naum.).

Distrib. : Égypte, Abyssinie, Sénégal, Réunion.

361. BRUNNICHIA Banks.

B. africana Welw. in *Trans. Linn. Soc.* XXVII (1872) p. 61.

Le type n'est indiqué que dans l'Angola.

— — var. **erecta** Büttn. in *Mittheil. Afr. Gesellsch.* V p. 287.

B. erecta Aschers. in *Jahrb. bot. Gart. Berl.* I (1881) p. 334.

Rég. III : entre Lukolela et Équateurville, nov. 1885 (Büttn. n° 312).

PODOSTEMACEÆ.

362. DICRÆA Thou.

† **D. quanguensis** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 134.

Rég. IV : chutes Bismarck sur le Koango, avril 1885 (Teusz n° 506).

† **D. Warmingii** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 135.

Rég. IV : la Lulua (Pogge n° 1379).

363. HYDROSTACHYS Thou.

† **H. Bismarckii** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 137.

Rég. IV : chutes Bismarck sur le Koango, 1880 (Teusz n° 506).

PIPERACEÆ.

364. PIPER L.

P. Clusii C. DC. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 (1869) p. 340.

Cubeba — Miq. *Syst. Piperac.* (1843-44) p. 304.

Rég. IV : Lomami et Sankuru (Demeuse).

Distrib. : Fernando-Po.

P. guineense Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 19; C. DC. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 p. 343.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Laurent).

Distrib. : Guinée, Angola.

P. subpeltatum Willd. *Sp. pl.* I (1798) p. 166; C. DC. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 p. 333; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* V p. 95.

Pothomorphe — Miq. *Syst. Piperac.* (1843-44) p. 213 et *Illustr. Piperac.* p. 29 t. 26; Wight *Icon. pl. Ind. or.* V t. 1925.

Heckeria — Kunth in *Linnæa* XIII (1839) p. 71.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Afrique trop., occid. et or., Asie trop. cont. et insul.

P. umbellatum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 30; Jacq. *Icon. pl. rar.* II t. 216; Vell. *Fl. Flumin.* t. 54; C. DC. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 p. 332.

Heckeria — Kunth in *Linnæa* XIII (1839) p. 569.

Pothomorphe — Miq. *Comment. phyt.* (1840) p. 36 et *Syst. Piperac.* p. 208.

Congo (Hens n° 355).

Distrib. : Amérique trop.

LAURINACEÆ.

365. CASSYTHA L.

C. filiformis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 35; WIGHT *Icon. pl. Ind. or.* V t. 1847; HOOK. *Fl. Exot.* t. 167; MEISN. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 1 p. 255; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 188.

C. guineensis Meisn. *loc. cit.* XV, 1 (1864) p. 311.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Plante cosmopolite dans la région tropicale du monde entier; Arabie.

THYMELÆACEÆ.

366. GNIDIA L.

G. apiculata Gilg in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 263.

G. involucrata Steud. var. — Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 143.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Usambara, Madi, Massaïland, Kilima N'djaro, Nyassaland.

G. flava Lindl. ex Steud. *Nomencl. bot.* ed. 2, I (1840) p. 697; GILG in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 258.

Rég. I : Katanga (Cornet).
Rég. IV : Kassongo (Descamps).

DISTRIB. : Afrique austr., Nyassaland.

† **G. katangensis** Gilg et Dewèvre in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 276.

Rég. I : Katanga : savane boisée près de Katété (Cornet).

G. Oliveriana Engl. et Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 262.

Lasiosiphon Oliveri Vatke mss. ex Engl. et Gilg *loc. cit.*

Rég. IV : Mukenge, nov. 1881 (Pogge n° 1414).

Distrib. : Angola.

† **G. Poggei** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 259.

Rég. IV : Koango, sept. 1875 (Pogge n° 208).

† **G. rubrocincta** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 259.

Rég. IV : Koango, sept. 1876 (Pogge n° 209).

367. DICRANOLEPIS Planch.

* **D. cerasifera** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 272.

Pays des Niamniam à Diamvonu, mars 1870 (Schweinf. n° 3136).

* **D. convallariodora** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 271.

Rég. IV : Campine à Mukenge, nov. 1881 (Pogge n° 1408).

* **D. Schweinfurthii** Gilg in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 271.

Pays des Niamniam, pays des Uandos à Chur Dingbe (Schweinf. n° 3106).

LORANTHACEÆ.

368. LORANTHUS L.

† **L. Buchneri** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 114 t. II fig. E.

Rég. V : Banana (Buchn. n° 506).

† **L. constrictiflorus** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 119 t. III fig. B.

Rég. IV : Bolama dans la Campine, déc. 1880 (Pogge nº 1322).

† **L. Cornetii** Dewèvre in *Bull. Soc. bot. Belg.* XXXIII, 2 (1894) p. 106 et XXXIV, 2 (1895) p. 92.

Rég. I : Katanga (Cornet).

† **L. luluensis** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 128 t. III fig. F.

Rég. IV : Lulua, 1883 (Pogge nº 1404).

† **L. Poggei** Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 116.

Rég. IV : sine loco (Pogge nº 1347).

Obs. D'après le numéro de récolte, cette espèce vient certainement du bassin du Kassaï.

EUPHORBIACEÆ.

369. EUPHORBIA L.

* **E. cyparissioides** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 123.

Pays des Niamniam (Schweinf. nº 3979).

Distrib. : Dar-Fertit.

E. Hermentiana Ch. Lem. in *Illustr. Hort.* V (1858) misc. 63; Boiss. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 82; Johnston *The River Congo* p. 245 cum xylogr.

Rég. III : Itamba (Johnston).

Distrib. : Gabon.

E. hypericifolia L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 454; Boiss. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 23; Hook. *Exot. Fl.* I t. 36; Benth. *Fl. Hongkong.* p. 301; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 249.

Rég. III : pays des Bangala, 20 juin 1888 (Hens n° 114).

Distrib. : Plante cosmopolite sous les tropiques.

E. pilulifera L. *Amœn. acad.* III (1756) p. 114; Jacq. *Icon. pl. rar.* III t. 478; Boiss. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 21; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* V p. 254.

E. hirta L. *loc. cit.* III (1756) p. 114; Jacq. *Collect. bot.* V. t. 11.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn.).

Distrib. : Plante cosmopolite, régions trop. et subtrop. du monde entier.

†**E. Poggei** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 118.

Rég. IV : bassin de la Lulua, 9°5 lat., mai 1870 (Pogge n° 121).

***E. Teke** Schweinf. mss. ex Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 118.

Pays des Niamniam au Juru, 11 mars 1870 (Schweinf. sect. 3 n° 143).

E. Tirucalli L. *Hort. Cliffort.* (1737) p. 197; Boiss. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 96; Benth. *Fl. Hongkong.* p. 301; Brandis *Forest Fl.* p. 439; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* V p. 254.

Bassin du Congo (Pechuel-Loesche).

Distrib. : Afrique trop. or. (Asie trop., natural.).

370. BRIDELIA Willd.

B. stenocarpa Müll. Arg. in *Flora* (1864) p. 515 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 494.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Afrique trop. occid.-bor. (Ilha do Principe, Bas-Niger).

371. PHYLLANTHUS L.

P. capillaris Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 417; Müll. Arg. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 338.

Rég. III : pays des Bangala, juin 1880 (Hens sér. C n° 142).

Distrib. : Angola, Kameroun, Guinée.

P. niruroides Müll. Arg. in *Journ. of Bot.* (1864) p. 331 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 409.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Distrib. : Sierra-Leone.

372. UAPACA Baill.

† **U. Mole** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 79.

Rég. IV : Mukenge, 12 sept. 1882 (Pogge n° 1635).

373. ANTIDESMA L.

† **A. Schweinfurthii** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 530.

Rég. II : pays des Monbouttou, 3 avril 1870 (Schweinf. n° 3477); pays des Niamniam : Assika, 6 mars 1870 (Schweinf. n°s 3124 et 3222).

A. **venosum** E. Mey. ex Tulasne in *Ann. sc. nat.* sér. 3, XV (1851) p. 232; Müll. Arg. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 260.

Rég. III : Équateurville, 7 juill. 1888 (Hens sér. C n° 120). Rég. V : Ile des Princes, août 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. et austro-or.

374. MÆSOBOTRYA Benth.

† M. **Bertramiana** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1890) p. 93.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, juill. 1885 (Büttn. n° 259).

375. HYMENOCARDIA Wall.

H. **mollis** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 528.

Le type, non encore trouvé dans le Congo, a été découvert par Fischer dans le bassin de Victoria-Nyanza.

— — var. **glabra** Pax *loc. cit.* XV (1893) p. 528.

Rég. III : le Lomami, 14 mars 1882 (Pogge n° 1349).

† H. **Poggei** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 528.

Rég. IV : Mukenge, 14 févr. 1882 (Pogge n° 1351).

376. JATROPHA L.

J. **multifida** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1006; Salisb. *Hort. Paradis.* t. 91; Müll. Arg. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV 2 p. 1089; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* V p. 383.

Congo (Johnston).

Distrib. : Rég. trop. des deux mondes, mais originaire de l'Amérique trop.

377. CROTON L.

† **C. Poggei** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 534.

Rég. IV : Mukenge, 16 janv. 1882 (Pogge n° 1368).

378. MANNIOPHYTON Müll. Arg.

M. fulvum Müll. Arg. in Seem. *Journ. of Bot.* II (1864) p. 332 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 720.

Rég. V : Mayombé, 1893 (Laurent).

Distrib. : Angola.

379. CROTONOGYNE Müll. Arg.

† **C. Poggei** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 84.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 1326).

380. MANIHOT Adans.

M. Glaziovii Müll. Arg. in Mart. *Fl. Brasil.* XI, 2 (1873-1874) p. 446.

Espèce du Brésil introduite au Congo.

M. utilissima Pohl *Fl. Brasil. icon. et descr.* I (1827) p. 32 t. 24; Müll. Arg. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 1064; Kurz *Forest Fl.* II p. 402; Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 61.

Jatropha Manihot L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) t. 1007.

Rég. V : Boma (Naum.). — Cultivé en grand.

Distrib. : Originaire de l'Amérique trop.; largement cultivé dans l'Afrique trop.

381. POGGEOPHYTON Pax.

† **P. aculeatum** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 89.

Rég. IV : la Lulua, 19 févr. 1882 (Pogge n° 1370).

382. CLAOXYLON Juss.

† **C. atrovirens** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 85.

Rég. II : pays des Monbouttou à Kussambo, 10 mars 1870 (Schweinf. n°s 3102 et 3186).

† **C. flaccidum** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1893) p. 86.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, avril 1870 (Schweinf. n° 3355).

* **C. Schweinfurthii** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 86.

Pays des Niamniam au Nabambisso, 19 févr. 1870 (Schweinf. n° 3056).

383. ACALYPHA L.

† **A. haplostyla** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 99.

Rég. IV : bassin de la Lulua, 9°5 lat., mai 1876 (Pogge n° 120).

384. NEOBOUTONIA Müll. Arg.

* **N. canescens** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 91.

Pays des Niamniam au Nabambisso, févr. 1870 (Schw. n° 145).

Distrib. : Région de Bukoba.

385. ARGOMUELLERA Pax.

† **A. macrophylla** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 90.

Rég. IV : la Lulua, 1er juin 1883 (Pogge n° 1376).

386. MACARANGA Thou.

† **M. mollis** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 93.

Rég. IV : Mukenge, 26 août 1882 (Pogge n° 1352).

M. monandra Müll. Arg. in *Journ. of Bot.* II (1864) p. 337 et in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 1012.

Rég. V : Bas-Congo, ravins boisés, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Angola.

† **M. Poggei** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 94.

Rég. IV : Mukenge, 5 août 1882 (Pogge n° 1387).

† **M. saccifera** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 93.

Rég. IV : Mukenge, 6 août et 9 oct. 1881 (Pogge nos 1335 et 1363).

† **M. Schweinfurthii** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 92.

Rég. II : pays des Monbouttou, 3 avril 1870 (Schweinf. n° 3500) ; pays des Niamniam à Dingbé, 4 mars 1870 (Schweinf. n° 3315) ; au Juru (Schweinf. n° 3336).

387. CHÆTOCARPUS Thw.

† **C. africanus** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 113.

Rég. IV : Mussumba, janv. 1876 (Pogge n° 112) ; Mukenge, 7 nov. 1881 et 2 sept. 1882 (Pogge nos 1384 et 1388).

388. SAPIUM R. Br.

S. cornutum Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 114.

Le type n'est signalé que dans l'Angola.

— — var. **coriaceum** Pax *loc. cit.* XIX (1894) p. 115.

Rég. IV : Mukenge, avril et nov. 1882 (Pogge nos 1407 et 1411).

† **S. Poggei** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 114.

Rég. IV : Mukenge, 14 nov. 1882 (Pogge no 1385).

† **S. xylocarpum** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XIX (1894) p. 115.

Rég. IV : Mukenge, 2 sept. 1882 (Pogge no 1416).

389. RICINUS L.

R. communis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1007; Sibth. et Sm. *Fl. Græca* X t. 952; *Bot. Mag.* (1821) t. 2209; Bentl. et Trim. *Medic. Pl.* IV t. 237; Müll. Arg. in DC. *Prodr. regn. veget.* XV, 2 p. 1017; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* IV p. 457.

Rég. V : Bas-Congo (Demeuse, Dupuis, Laurent, etc.).

Distrib. : Régions trop. et subtrop. des deux mondes, mais souvent introduit.

URTICACEÆ.

390. TREMA Lour.

T. guineensis (Schumach. et Thonn.) Büttn. in *Mittheil. Afr. Gesellsch.* V p. 257.

Celtis — Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 160.

Sponia guineensis Planch. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVII (1873) p. 197.

Rég. V : Zenze, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Guinée.

T. guineensis form. **strigosa** Büttn. in *Mittheil. Afr. Gesellsch.* V p. 257.

Rég. III : Bolobo, nov. 1885 (Büttn. n° 299).

391. CANNABIS L.

* **C. sativa** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1027; REICHB. *Icon. fl. Germ.* XII t. 655; A. DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 p. 30; BENTL. et TRIM. *Medic. Pl.* IV t. 231; HOOK. F. *Fl. Brit. Ind.* V p. 487.

Rég. III : Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. n° 293).

DISTRIB. : Asie centr., Himalaya bor.-occid.; cult. et subsp. dans les rég. temp. et trop. du monde entier.

« Le *Diamba* est considéré comme indigène dans les endroits de l'intérieur de l'Afrique trop. occid. près du fleuve Congo ou Zaïre. » (CLARKE in *Kew Journ. of Bot.* III p. 9.)

392. DORSTENIA L.

* **D. caulescens** Schweinf. mss. ex Engl. in *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 144.

Pays des Niamniam au Nabambisso, mai 1870 (Schw. n° 3775).

393. FICUS L.

† **F. ardisioides** Warb. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 172.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, mars 1870 (Schweinf. n° 3382).

† **F. congensis** Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 59.

Rég. V : Ponta da Lenha, 6 sept. 1874 (Naum.).

† **F. furcata** Warb. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 173.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, mars 1870 (Schweinf. n° 3356).

F. persicifolia Warb. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 162.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, 25 mars et 20 avril 1870 (Schweinf. n°s 3346 et 3564*a*).

Distrib. : Bukoba, Ouganda.

† **F. Rokko** Warb. et Schweinf. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 164.

Rég. II : pays des Monbouttou, avril 1870 (Schweinf. n°s 3518, 3541, 3592 et 3640); pays des Niamniam.

† **F. subcalcarata** Warb. et Schweinf. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 155.

Rég. II : pays des Monbouttou à Munsa, 12 avril 1870 (Schweinf. n° 3624).

* **F. syringifolia** Warb. in Engl. *Bot. Jahrb.* XX (1894) p. 170.

Pays des Niamniam à Linduku, févr. 1870 (Schweinf. n° 3134).

Distrib. : Kameroun.

394. ARTOCARPUS Forsk.

* **A. incisa** L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 411; *Bot. Mag.* (1828) t. 2869-71; Roxb. *Fl. Ind.* III p. 527; Hook. f. *Fl. Brit. Ind.* V p. 539 in obs.

Cult. à Boma, Ponta da Lenha, etc., juin 1893 (Dupuis).

Distrib. : Malaisie, îles du Pacifique.

395. MUSANGA R. Br.

M. Smithii R. Br. in Benn. *Pl. Javan. rarior.* (1838) p. 49.

Rég. V : forêts du Bas-Congo, 1816 (C. Smith); 25 août 1893 (Laurent).

Le genre *Musanga* a été créé par Rob. Brown sur des échantillons récoltés dans le Bas-Congo par C. Smith (conf. R. Br. in *Append. Tuckey Congo* [1818] p. 453).

396. URERA Gaudich.

U. cameroonensis Wedd. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 (1869) p. 97.

Rég. V : île des Princes, août 1893 (Laurent).

Distrib. : Kameroun.

397. FLEURYA Gaudich.

F. aestuans Gaudich. in Freycin. *Voy. Bot.* (1826) p. 497; Griseb. *Fl. Brit. West Ind.* p. 154; Wedd. in DC. *Prodr. regn. veget.* XVI, 1 p. 71.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn.).

Distrib. : Sous diverses formes cette espèce croît dans l'Asie, l'Afrique et l'Amérique trop.

MONOCOTYLEDONES.

ORCHIDACEÆ.

398. EULOPHIA R. Br.

E. maculata (Lindl.) Reichb. f. in WALP. *Ann. bot.* VI (1863) p. 647; STEIN in *Gartenfl.* (1888) p. 609 t. 1285; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 23.

Angræcum — Lindl. *Collect. bot.* (1822) t. 15 et in *Bot. Reg.* (1822) t. 618.
Aerobion — Spreng. *Syst. veget.* III (1826) p. 118.
OEceoclades — Lindl. *Gen. and sp. Orch.* (1833) p. 237 et *Bot. Reg.* (1832) t. 1522.
Eulophidium — Pfitz. in ENGL. et PRANTL *Natürl. Pflanzenfam.* (Orchid.) (1888) p. 188.
Eulophia Ledieni Stein in *Verh. d. Schles. Gesellsch. vaterl. Kult.* (1886) (ex Stein *loc. cit.*).

Rég. V : Bas-Congo (Ledien).

DISTRIB. : Angola, Maurice, Brésil.

Obs. D'après N. E. Brown, l'*E. Ledieni* Stein serait distinct de la plante de Maurice et du Brésil.

399. ANSELLIA Lindl.

A. africana Lindl. in *Bot. Reg.* XXVIII (1842) sub t. 12; *Gartenfl.* (1854) t. 95; *Bot. Mag.* (1857) t. 4965; REICHB. F. in WALP. *Ann. bot.* VI p. 627 et *Xenia Orchid.* II p. 18; *Orchid Alb.* VIII (1889) t. 367; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 32.

Rég. V : Bas-Congo oriental, oct. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Fernando-Po, Angola.

† **A. congensis** Rodigas in *Illustr. Hort.* XXXIII (1886) p. 143; *Lindenia* II (1886) p. 35 t. 64; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 32.

Rég. V : Bas-Congo (fide Rodig. *loc. cit.*).

400. LISSOCHILUS R. Br.

L. dilectus Reichb. f. *Otia Hamb.* I (1878) p. 62; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 28.

L. arenarius Reichb. f. (non Lindl.) in *Flora* (1865) p. 188.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

Distrib. : Angola.

L. giganteus Welw. mss. ex Reichb. f. in *Flora* (1865) p. 187; Kränzl. in *Mitth. v. Forschungsr. etc.* von Danckelmann II (1889) p. 156; Reichb. f. in *Gard. Chron.* (1888) I p. 616 fig. 83; *Orchid Alb.* X (1893) t. 457; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 28.

Eulophia — N. E. Brown in *Bull. Misc. Inform. Kew* (1889) p. 90.

Rég. V : Bas-Congo (Johnston, Demeuse, etc.).

Distrib. : Angola.

† **L. Horsfallii** Batem. in *Bot. Mag.* (1865) t. 5486 et *Second Cent. Orchid. Pl.* t. 121; Reichb. f. in *Flora* (1865) p. 188; Kränzl in Engl. *Bot. Jahrb.* VII (1886) p. 439; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 29.

Rég. V : Ponta da Lenha (Naum. n° 157).

Distrib. : Gabon.

L. porphyroglossus Reichb. f. *Otia Hamb.* I (1878) p. 61; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 30.

Eulophia — Bolus in *Journ. Linn. Soc.* XXV (1889) p. 183.

Lissochilus Sandersoni Reichb. f. *loc. cit.* (1878) p. 62 et in *Gard. Chron.* (1885) I p. 307; *Bot. Mag.* (1886) t. 6858.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. sér. 2 n° 22) et des Niamniam (Schweinf.).

Distrib. : Natal, Bas-Zambèze.

L. stylites Reichb. f. *Otia Hamb.* I (1878) p. 61 et II p. 75 et in *Flora* (1885) p. 379; Durand et Schinz *Cons. fl. Afric.* V p. 31.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. sér. 2 n° 21).

Distrib. : Angola, Comores.

401. POLYSTACHYA Hook.

P. golungensis Reichb. f. in *Flora* (1865) p. 185 et *Otia Hamb.* I p. 60; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 35.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3450).

Distrib. : Angola.

402. CYRTOPERA Lindl.

† **C. flavo-purpurea** Reichb. f. *Otia Hamb.* I (1878) p. 118.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3846).

403. BRACHYCORYTHIS Lindl.

† **B. Schweinfurthii** Reichb. f. *Otia Hamb.* I (1878) p. 59; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 115.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3577) et pays des Niamniam (Schweinf.).

ZINGIBERACEÆ.

404. AMOMUM L.

A. **latifolium** Afzel. *Remed. Guin.* I (1813) p. 5; ROSCOE *Scitam.* p. 5; DIETR. *Syn. pl.* I p. 17; ROEM. et SCHULT. *Syst. veget.* I p. 29; SPRENG. *Syst. veget.* I p. 11; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 126.

Congo (fide Roscoe).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Gambie.

* A. **luteo-album** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 413.

Pays des Niamniam à Diagbe (Schweinf.).

A. **Melegueta** Rosc. *Scitam.* (1828) p. 29 t. 98; PEREIRA *Mater. Medic.* II fig. 225-244; HOOK. in *Kew Journ. of Bot.* VI (1854) p. 293; GUIBOURT *Hist. drog. simpl.* II p. 222; PETERSEN in ENGL. et PRANTL *Natürl. Pflanzenfam.* (Zingib.) p. 27; RIDL. in *Journ. of Bot.* (1887) p. 130; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 127.

« Du Congo à Sierra-Leone » (ROSCOE *loc. cit.*).

* A. **polyanthum** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 411.

Pays des Niamniam à Diamvonu, 3 mars 1870 (Schw. n° 3262).

DISTRIB. : Bahr-el-Ghazal.

* A. **sanguineum** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 412.

Pays des Niamniam : Boddo, 13 févr. 1870 (Schweinf. n° 3022), Assika, 7 mars 1870 (Schweinf. n° 3310), Turu, 18 mars 1870 (Schweinf. n°s 3273 et 3325).

A. Sceptrum Oliv. et Hanb. in *Journ. Linn. Soc.* VII (1863) p. 109; *Bot. Mag.* (1869) t. 5761; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 127.

Rég. V : C. dans les forêts, sept. 1893 (Laurent n° 35).

DISTRIB. : Gabon, Bas-Niger, Vieux-Calabar.

405. COSTUS L.

C. afer Ker in *Bot. Reg.* VIII (1833) t. 683; *Bot. Mag.* (1857) t. 4977; ROSC. *Scitam.* p. 35; SPRENG. *Syst. veget.* I p. 13; RIDL. in *Journ. of Bot.* (1887) p. 131; K. SCHUM. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1892) p. 422; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 128.

C. maculatus Rosc. *Scitam.* (1826) p. 36 t. 82.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sierra-Leone, île de Loss, Angola.

C. Lucanusianus J. Braun et K. Schum. in *Mitth. v. Forschungsr. etc.* von Danckelmann II (1889) p. 151; K. SCHUM. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1892) p. 422; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 128.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

DISTRIB. : Kameroun.

C. spectabilis (Fenzl) K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1892) p. 422; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 129.

Cadalvena — Fenzl in *Sitzungsb. Akad. Wiss. Wien* II, 2 (1865) p. 139.
Kaempferia — Benth. in BENTH. et HOOK. *Gen. pl.* III (1883) p. 649.

Congo (Hens n° 335).

DISTRIB. : Abyssinie, Sennaar.

* **C. trachyphyllus** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 420.

Pays des Niamniam : Turu (Uandos), 10 mars 1870 (Schweinf. nº 3268), Diagbe (Schweinf.), Mbruole (Schweinf. sect. 3 nº 266).

406. MARANTA L.

M. arundinacea L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 2; Rosc. *Scitam.* p. 9 t. 25; Redouté *Liliac.* I t. 57; *Bot. Mag.* (1822) t. 2307; Hook. f. *Niger Fl.* p. 531; Koern. in *Bull. Soc. Natur. Mosc.* (1862) p. 34; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 130.

Rég. V : Bas-Congo (Demeuse).

Distrib. : Espèce originaire de l'Amérique mérid., naturalisée sur un grand nombre de points dans l'Afrique trop.

407. DONAX Lour.

* **D. azurea** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 434.

Pays des Niamniam à Diagbe (Uandos) (Schwf. nº 3216).

† **D. congensis** K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1892) p. 439; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 131.

Rég. III : Msuata (Büttn. nº 541).
Rég. IV : Mukenge (Pogge nº 1451).
Rég. V : Bas-Congo : forêt à Zenze, sept. 1893 (Laur.).

D. Schweinfurthiana (O. Ktze) K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 437; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 131.

Arundastrum — O. Ktze *Revis. Gener.* II (1891) p. 684.
Clinogyne — K. Schum. in sched. ex K. Schum. *loc. cit.*

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. nº 3103).
Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent nº 64).

Distrib. : Kameroun, pays des Djur.

408. PHYLLODES Lour.

† **P. baccatum** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 442.

Rég. IV : Mukenge (Pogge n° 1439).

† **P. leiogonium** K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 442.

Rég. IV : pays des Bashilange à Luatschim, 22 août 1880 (Pogge n° 696).

409. HYBOPHRYNIUM K. Schum.

H. Braunianum K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 430 cum icone; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 131.

Rég. II : pays des Niamniam à Mbruole (Schweinf. n° 3085); Aarsilli (Uandos) (n° 3061); bassin du Nabambisso dans le Mbangu Ssurrur (n°s 2934, 3044 et 3713).

Rég. III : Kibaka (Büttn. n° 546).

DISTRIB. : Kameroun.

410. TRACHYPHRYNIUM Benth.

T. Poggeanum K. Schum. in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 431.

Rég. IV, sine loco (Pogge n°s 1445 et 1458).

DISTRIB. : Kameroun.

Obs. D'après les numéros de récolte il est certain que ce *Trachyphrynium* vient de l'État Indépendant.

T. violaceum Ridl. in *Journ. of Bot.* (1887) p. 133; K. Schum. in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 132; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 132.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Angola.

411. CANNA L.

C. indica L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1 pr. p.; *Bot. Reg.* (1824) p. 770; Redouté *Liliac.* IV t. 201; Rosc. *Scitam.* t. 1; Baron in *Journ. Linn. Soc.* XXV (1890) p. 292; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 134.

Rég. III : Lukolela, nov. 1885 (Büttn.).

Distrib. : Cette espèce, originaire de l'Asie tropicale (form. *orientalis* Bak.), est naturalisée sur un grand nombre de points de l'Afrique tropicale.

HÆMODORACEÆ.

412. SANSEVIERIA Thunb.

• **S. cylindrica** Boj. *Hort. Maur.* (1837) p. 349; *Bot. Mag.* (1859) t. 5093; Bak. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 549; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 140.

S. angolensis Welw. mss. ex Bak. *loc. cit.* (1875) p. 549.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. contin., Maurice.

S. longiflora Sims in *Bot. Mag.* (1826) t. 2634; Schult. f. in Roem. et Schult. *Syst. veget.* VII p. 357 et 1678; Kunth *Enum. pl.* V p. 17; Bak. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 548; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 141.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique trop. (de Fernando-Po au Zambèze).

S. guineensis (Jacq.) Willd. *Sp. pl.* II (1800) p. 159; *Bot. Mag.* (1809) t. 1179; REDOUTÉ *Liliac.* VI t. 330; KUNTH *Enum. pl.* V p. 16; BAK. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 547; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 141.

Aletris — Jacq. *Hort. Vindob.* I (1770) p. 63 t. 81.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. orient.; Indes occid.; naturalisé dans les Iles Maurice, Ascension et Sainte-Hélène.

IRIDACEÆ.

413. MORÆA L.

M. textilis Bak. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, I (1878) p. 270, *Syst. Irid.* p. 130 et *Handb. of Irid.* p. 52; ENGL. *Hochgebirgsfl. trop. Afr.* p. 173; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 153.

Rég. V : Bas-Congo (Johnston).

DISTRIB. : Angola.

M. zambesiaca Bak. *Syst. Irid.* (1877) p. 130 et *Handb. of Irid.* p. 51; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 153.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Bas-Zambèze.

414. LAPEYROUSIA Pourr.

L. erythrantha (Klotzsch) Bak. *Syst. Irid.* (1877) p. 155 et *Handb. of Irid.* p. 168; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 190.

Ovieda — Klotzsch in PETERS *Reise nach Mossamb.* I (1862) p. 516 t. 18.

Rég. I : Katanga (Cornet).

DISTRIB. : Mozambique.

415. GLADIOLUS L.

G. brevicaulis Bak. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, I (1887) et *Handb. of Irid.* p. 211; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 214.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 517).

Distrib. : Angola.

AMARYLLIDACEÆ.

416. HYPOXIS L.

H. angustifolia Lam. *Encycl. méth. Bot.* III (1789) p. 182; Schult. f. in Roem. et Schult. *Syst. veget.* VII p. 767; Fisch. et Mey. *Ind. sem. hort. Petrop.* X (1843) p. 49 et in *Ann. sc. nat.* sér. 2, V (1846) p. 375; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 369 et in *Journ. Linn. Soc.* XVII (1878) p. 111; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 23.

Congo (Hens n° 221).

Distrib. : Afrique austr. et trop. contin. et insul.

H. subspicata Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 143.

Rég. IV : bassin du Koango, vers 10°5 lat. S. (Pogge n° 424).

Distrib. : Angola.

417. CURCULIGO Gaertn.

C. gallabatensis Schweinf. *Pl. Gallab. exsicc.* n° 39; Bak. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, I (1878) p. 266 et in *Journ. Linn. Soc.* XVII (1878) p. 123; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 230.

Congo (Hens n° 352).

Distrib. : Bas-Niger, Angola, pays des Gallabat.

418. CRINUM L.

C. scabrum Sims in *Bot. Mag.* (1820) t. 2180; Bury *Hexandr. Pl.* t. 32; Herb. *Treat. bulb. Roots* p. 22 et *Amaryll.* p. 262 t. 44; Roem. *Synops. Amaryll.* p. 87; Kunth *Enum. pl.* V p. 571; Bak. *Handb. of Amaryll.* p. 90; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 251.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. (de la Guinée à l'Abyssinie et au Kordofan) (aill. Açores, Brésil, natural.?).

C. zeylanicum L. *Syst. nat.* ed. 12 (1766) p. 236; Bak. *Handb. of Amaryll.* p. 87.

Amaryllis — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 293.
A. ornata Ker (non Ait.) in *Bot. Mag.* (1809) t. 1171.
C. Herbertianum Wall. *Pl. Asiat. rarior.* II (1831) t. 145.

Congo (Johnston *The River Congo*, cum xylogr.).

Distrib. : Asie et Afrique trop.

419. HÆMANTHUS L.

† **H. Lindeni** N. E. Brown in *Illustr. Hort.* (1890) p. 89 t. 114 et in *Gard. Chron.* (1890) II p. 436 fig. 85.

Congo (Linden).

H. multiflorus Martyn *Monogr.* cum icone ex Willd. *Sp. pl.* II (1800) p. 25; Andrews *Bot. Repos.* V (1803) t. 318; *Bot. Mag.* (1806) t. 961; Redouté *Liliac.* IV t. 204; Kunth *Enum. pl.* V p. 587; Bak. *Handb. of Amaryll.* p. 265; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 265.

H. Kalbreyeri Bak. in *Gard. Chron.* (1878) I p. 202; *Illustr. Hort.* (1879) t. 354; *Fl. des Serres* (1880) t. 2377.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Toute l'Afrique trop.

DIOSCOREACEÆ.

420. DIOSCOREA L.

D. alata Willd. *Sp. pl.* IV (1805) p. 792; Pers. *Syn. pl.* II p. 621; Schumach. et Thonn. *Beskr. Guin. Pl.* p. 447; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 273.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

Distrib. : Cette espèce, que l'on dit spontanée dans la Guinée ainsi que dans les Iles Sainte-Hélène et Rodriguez, est cultivée au Congo et ne s'y rencontre peut-être que subspontanée.

D. odoratissima Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 146; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 274.

Rég. IV : Mukenge, 10 janv. 1880 (Pogge n° 1043).

Distrib. : Togoland, Angola.

***D. phaseoloides** Pax in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 149.

Pays des Niamniam : collines de Gumango, 17 juin 1870 (Schweinf. n° 3928).

D. præhensilis Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 536; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 275.

Congo (Büttn.).

Distrib. : São Thomé, Sierra-Leone.

D. Schimperiana Hochst. in SCHIMP. *Pl. Abyss.* sect. 3 (1840) nº 1642 et in A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 317; KUNTH *Enum. pl.* V p. 339; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 273.

Le type n'est indiqué qu'en Abyssinie.

— — var. **vestita** Pax in ENGL. *Bot. Jahrb.* XV (1892) p. 148; DURAND et SCHINZ *loc. cit.* V p. 276.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf. nº 3920).
Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

DISTRIB. : Bas-Zambèze.

Obs. Des échantillons, malheureusement incomplets, du Bas-Congo, semblent appartenir au *D. sativa* L., espèce de l'Asie tropicale cultivée et subspontanée sur divers points de l'Afrique tropicale.

LILIACEÆ.

421. SMILAX L.

S. Kraussiana Meisn. in *Flora* (1845) p. 312; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 162 t. 106; KUNTH *Enum. pl.* V p. 242; A. DC. *Monog. phan.* I p. 171; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 279.

Le type n'est pas signalé au Congo.

DISTRIB. : Iles du Cap-Vert, Afrique trop., Natal (?), Mozambique.

— — var. **Morsaniana** A. DC. *Monog. phan.* I (1878) p. 150.

S. Morsaniana Kunth *Enum. pl.* V (1850) p. 241.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. nº 522).

DISTRIB. : Sierra-Leone.

422. ASPARAGUS L.

A. abyssinicus Hochst. in SCHIMP. *Pl. Abyss.* sect. 2 n° 1474; A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 319; BAK. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 620; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afr.* V p. 280.

A. retrofractus Forsk. (non L.) *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 93.

Rég. V*: commun dans le Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent n° 83).

DISTRIB. : Sénégambie, Bas-Niger, Bahr-el-Ghazal, Abyssinie, Sennaar.

A. africanus Lam. *Encycl. méth. Bot.* I (1788) p. 295; SCHULT. F. in ROEM. et SCHULT. *Syst. veget.* VII p. 331; BAK. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 619; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 281.

Asparagopsis — Kunth *Enum. pl.* V (1850) p. 87.

Rég. V : Bas-Congo (Laurent).

DISTRIB. : Angola, colonie du Cap, Natal, Socotra.

A. drepanophyllus Welw. mss. ex BAK. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, I (1877) p. 254; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 284.

Rég. IV : la Lulua, Kavango (Pogge), Kitamba (Buchn.).
Rég. V : Bas-Congo occid. : forêts, sept. 1893 (Laurent n° 76).

DISTRIB. : Angola.

A. falcatus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 313; KUNTH *Enum. pl.* V p. 71; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1887) p. 351; BAK. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 626; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 284.

A. æthiopicus L. var. *ternifolius* Bak. in SAUND. *Refug. bot.* IV (1871) t. 261 et in *Gard. Chron.* (1872) p. 1537 cum icone.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afrique or. (du Kilima N'djaro à la Cafrerie).

423. ALOE L.

† **A. venenosa** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 471.

Rég. IV ? : entre Nyangué et Kimbundo, mai 1882 (Pogge n° 1460).

424. CHLOROPHYTUM Ker.

* **C. aureum** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 470.

Pays des Niamniam, mai 1870 (Schweinf. n° 3752), Wando, avril 1870 (Schweinf. n° 3570).

DISTRIB. : Pays des Djur.

* **C. cordatum** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 468.

Pays des Niamniam à Baginse, 28 mai 1870 (Schweinf. sect. 3 n° 173).

425. DRACÆNA L.

† **D. laxissima** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 478.

Rég. IV : Mukenge, févr. 1882 (Pogge n° 1462).

† **D. Poggei** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 479.

Rég. III : bassin du Lomami, mai 1882 (Pogge n° 1434).
Rég. IV : bassin de la Lulua, mai 1882 (Pogge n° 1456).

D. spicata Roxb. *Fl. Ind.* II (1832) p. 157; KUNTH *Enum. pl.* V p. 10; REGEL in *Act. Hort. Petrop.* I (1871-72) p. 141;

Bak. in *Journ. of Bot.* (1873) p. 263 et in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 532; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 330.

D. terminalis Wight (non Lam.) *Icon. pl. Ind. or.* VI (1853) t. 2054.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie tropicale.

D. spicata var. **aurantiaca** Bak. in *Journ. of Bot.* (1873) p. 263 et in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 532; Durand et Schinz *loc. cit.* V p. 330.

D. aurantiaca Wall. *Catal.* (1832) nº 5149.

D. tenuiflora Regel (non Roxb.) in *Act. Hort. Petrop.* I (1871-72) p. 46.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie tropicale.

D. surculosa Lindl. in *Bot. Reg.* (1828) t. 1169; *Bot. Mag.* (1867) t. 5662; Regel in *Act. Hort. Petrop.* I (1871-72) p. 143; Bak. in *Journ. Linn. Soc.* XIV (1875) p. 537; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 330.

Congo (*D. Godseffiana* Hort.).

Distrib. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Vieux-Calabar.

426. URGINEA Steinh.

U. micrantha (A. Rich.) Solms in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 294; Bak. in *Journ. Linn. Soc.* XIII (1872) p. 217 et in *Journ. of Bot.* (1874) p. 363; Engl. in *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 59 et *Hochgebirgsfl. trop. Afr.* p. 166 in obs.; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 385.

Scilla — A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 328.

Rég. V : Boma, 5 sept. 1874 (Naum.).

Distrib. : Sénégambie, Abyssinie, Afrique équat.-or.

427. ALBUCA L.

* **A. Schweinfurthii** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 473.

Pays des Niamniam à Boddo, févr. 1870 (Schweinf. sect. 3 nº 168).

428. SCILLA L.

† **S. Ledieni** Engl. in *Gartenfl.* XXXVIII (1889) p. 153 et 305 t. 1294; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 394.

Rég. V : « rive mérid. du Congo près du village de Muambi sur la route entre Lukungu et M'Palabala » (F. Ledien).

429. ORNITHOGALUM L.

O. caudatum Ait. *Hort. Kew.* I (1789) p. 442; JACQ. *Icon. pl. rar.* II (1793) t. 423; *Bot. Mag.* (1805) t. 805; KUNTH *Enum. pl.* IV p. 357; BAK. in *Journ. Linn. Soc.* XIII (1872) p. 276; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 400.

Urophyllum — Bak. in SAUND. *Refug. bot.* IV (1871) t. 202.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Colonie du Cap.

430. GLORIOSA L.

G. virescens Lindl. in *Bot. Mag.* (1825) t. 2539; HOOK. in *Bot. Mag.* (1856) t. 4938; BAK. in *Journ. Linn. Soc.* XIX (1879) p. 458 et in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1887) p. 351; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 417.

Methonica — Kunth *Enum. pl.* IV (1843) p. 277.

Rég. I : Katanga (Briart).
Rég. III : Stanley-Pool, janv. 1885 (Büttn. n° 528).

DISTRIB. : Afrique trop. (de la Guinée au Mozambique) ; Natal, Transvaal, colonie du Cap.

XYRIDACEÆ.

431. XYRIS L.

† **X. congensis** Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 71 ; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 420.

Rég. III : entre Lukolela et Équateur sur la rive gauche du Congo, 10 nov. 1885 (Büttn. n° 585).

COMMELINACEÆ.

432. PALISOTA Reichb.

P. ambigua (P. Beauv.) Clarke in DC. *Monog. phan.* III (1881) p. 131 ; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 421.

Commelina — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 26 t. 15.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith ; Laurent, sept. 1893).

DISTRIB. : Gabon, Vieux-Calabar, Kameroun.

† **P. prionostachys** Clarke in DC. *Monog. phan.* III (1881) p. 134 ; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 422.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3622).

P. thyrsiflora Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 544 (syn. excl.) ; CLARKE in DC. *Monog. phan.* III p. 133 ; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 422.

Dracæna hirsuta Thunb. *Diss. de Dracæna* (1808) p. 6.
D. triandra Afzel. *Remed. Guin.* (1813) p. 6.

Rég. III : le Lomami (Pogge).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith nº 63); commun (Laur.).

Distrib. : Sénégambie, Fernando-Po, Bas-Niger.

433. COMMELINA L.

C. **africana** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 41; Redouté *Liliac.* IV (1808) t. 207; *Bot. Mag.* (1811) t. 1431; Clarke in DC. *Monog. phan.* III p. 164; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 422.

Hedwigia — Medic. in *Act. Acad. Theod. Palat.* VI (1790) p. 495.

Rég. I? : Luala, 1891 (Descamps nº 55).

Distrib. : Réunion, Angola, Natal, colonie du Cap.

C. **capitata** Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 541; Clarke in DC. *Monog. phan.* II (1881) p. 176; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 424.

Rég. III : pays des Bangala, mai 1891 (Demeuse nº 359).

Distrib. : Afrique trop. occid. (du Sénégal à l'Angola); ? Antilles.

C. **nudiflora** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 41; Kunth *Enum. pl.* IV p. 36 (syn. excl.); Bak. *Fl. of Maurit.* p. 223; Clarke in DC. *Monog. phan.* III p. 144; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 427.

C. agraria Kunth *Enum. pl.* IV (1843) p. 38; Webb et Berth. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 356 t. 238.

Rég. V : Lukungu, 20 janv. 1888 (Hens sér. A nº 247); Sicia, mars 1893 (Dupuis).

Distrib. : Inde, Malaisie, Afrique bor., trop. et austr., Amérique subtrop. et trop., Australie.

434. ANEILEMA R. Br.

A. aequinoctiale (P. Beauv.) Kunth *Enum. pl.* IV (1843) p. 72; CLARKE in DC. *Monog. phan.* III p. 221; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 429.

Commelina — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 65 t. 38.

Lamprodithyros — Hassk. in SCHWEINF. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 211.

Rég. V : Lukungu, 8 sept. 1888 (Hens sér. A n° 272); Mayombé, juill. 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Loango, Angola, Abyssinie, Ukamba, Zanzibar.

A. beniniense (P. Beauv.) Kunth *Enum. pl.* IV (1843) p. 73; BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* p. 546; CLARKE in DC. *Monog. phan.* III p. 224; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 430.

Commelina — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 65 t. 38.

Lamprodithyros? — Hassk. in PETERS *Reise n. Mossamb.* II (1863) p. 529.

Rég. II : pays des Niamniam (Schweinf.).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n°s 53 et 57).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. (de Sierra-Leone à l'Angola).

A. ovato-oblongum P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 71 t. 104; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 431.

Commelina — Roem. et Schult. ex Schult. *Mant. pl.* I add. I (1822) p. 376.

C. umbrosa Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 179; THONN. in SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 23.

Aneilema — Kunth *Enum. pl.* IV (1843) p. 77.

Rég. III : Kibaka, nov. 1885 (Büttn. n° 302).
Rég. V : Lutété, 1er avril 1888 (Hens sér. A n° 8).

DISTRIB. : Afrique trop.-occid., Guyane angl., Brésil, Pérou.

A. sinicum (Roem. et Schult.) Lindl. in *Bot. Reg.* (1823) t. 695; CLARKE in DC. *Monog. phan.* III p. 212; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 432.

Commelina — Roem. et Schult. ex Schult. *Mant. pl.* I add. I (1822) p. 376.
A. secundum Wight *Icon. pl. Ind. or.* VI (1853) t. 2075.

Rég. III : Stanley-Pool, déc. 1885 (Büttn. n° 305).
Rég. V : Lukungu, 10 janv. 1888 (Hens sér. A n° 228).

DISTRIB. : Angola, Zanzibar, Gouda, Natal, Madagascar, Inde, Chine, Java.

435. CYANOTIS Don.

C. longifolia Benth. (non Wight) in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 543; CLARKE in DC. *Monog. phan.* III p. 259; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 434.

Congo (Curror fide Clarke).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. et orient.

— — var. **Bakeriana** Clarke *loc. cit.* III (1881) p. 259.

C. longifolia Bak. (non Wight) in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 163.

Rég. V : Lutété, 11 mars 1888 (Hens sér. C n° 168).

DISTRIB. : Afrique centr.-or. (pays de Tura); Angola.

436. FLOSCOPA Lour.

F. africana (P. Beauv.) Clarke in DC. *Monog. phan.* III (1881) p. 267; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 435.

Aneilema africana P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 57 t. 93.

Commelina Chantransia Roem. et Schult. ex Schult. *Mant. pl.* I add. I (1822) p. 376.

Congo (Büttn. n° 163).

Rég. III : Lisha, 28 avril 1888 (Hens sér. C n° 168).

Distrib. : Afrique trop. occid. (Bénin).

PALMACEÆ.

437. PHOENIX L.

P. spinosa Thonn. in Hornem. *Obs. de indole pl. Guineens.* (1819) p. 11; Mart. *Hist. nat. Palm.* III p. 273; Kunth *Enum. pl.* III p. 257; Kirk in *Journ. Linn. Soc.* IX (1867) p. 234; Drude in Engl. et Prantl *Natürl. Pflanzenfam.* II, 3 p. 29 cum xylogr.; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 455.

Rég. V : estuaire du Congo jusqu'à l'île Mateba (Dupont, Roger).

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze).

438. CALAMUS L.

C. secundiflorus P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 15 t. 9 et 10; Mart. *Hist. nat. Palm.* III p. 241 t. 116 fig. 12; Kunth *Enum. pl.* III p. 212; Mann et Wendl. in *Trans. Linn. Soc.* XXIV (1864) p. 432 t. 38*g*, 41*d* et 43*c*; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 456.

Ancistrophyllum — Mann et Wendl. ex Drude in de Kerch. *Les Palmiers* (1878) p. 230.

Rég V : Bas-Congo (C. Smith); Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distr. : Afrique trop. occid. (part. bor.); Bahr-el-Abiad.

439. RAPHIA P. Beauv.

R. vinifera P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 76 t. 44 fig. 1, 45 et 46 fig. 1; Mart. *Hist. nat. Palm.* III p. 216 t. 42*c*; Kunth *Enum. pl.* III p. 217; Kirk in *Journ. Linn. Soc.* IX (1867) p. 234; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 457.

Sagus — Poir. *Encycl. méth. Bot.* XIII (1817) p. 13 et *Pl. bot. Encycl.* IV t. 771 fig. 1; Pers. *Syn. pl.* II p. 562.

Metroxylon — Spreng. *Syst. veget.* II (1825) p. 139.

S. Raphia Poir. *loc. cit.* VI (1804) p. 393.

S. Ruffia Jacq. var. β Willd. *Sp. pl.* IV (1805) p. 404.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Hens, Demeuse, Laurent, Dupuis, etc.).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze).

440. BORASSUS L.

B. flabellifer L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1187 et ed. 2 (1763) p. 1657; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 459.

B. flabelliformis L. *Musa Cliffort.* (1736) p. 13; Willd. *Sp. pl.* IV p. 800; Kunth *Enum. pl.* III p. 222; Mart. *Hist. nat. Palm.* III p. 219 t. 108, 121 et 162; *Fl. des Serres* VII (1851) p. 154 cum icone; Kirk in *Journ. Linn. Soc.* IX (1867) p. 323; Drude in *Bot. Zeit.* (1877) p. 635 t. 5 fig. 6-9; de Kerch. *Les Palmiers* p. 211 fig. 129; Drude in Engl. et Prantl *Natürl. Pflanzenfam.* II, 3 p. 40 fig. 30.

B. æthiopium Mart. *loc. cit.* III (1836-50) p. 221; Kunth *loc. cit.* III p. 223; Mann et Wendl. in *Trans. Linn. Soc.* XXIV (1864) p. 439.

Rég. V : Bas-Congo (Naum., Laurent, etc.).

Distrib. : Afrique trop., Inde, Ceylan, Iles de la Sonde.

441. HYPHÆNE Gaertn.

H. guineensis Thonn. et Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 445 et in *K. Danske Vidensk. nat. Afhandl.* IV (1829) p. 249; Drude in Engl. et Prantl *Natürl. Pflanzenfam.* II, 3 p. 39; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 461.

Rég. V : de l'île Mateba jusqu'à Sangate et Moussouk (Dupont).

Distrib. : Guinée.

Obs. Martius (*Hist. nat. Palm.* III p. 225) réunit cet *Hyphæne* à l'*H. thebaica* Mart., espèce de l'Afrique bor.-or. et centr.-or. et de l'Arabie.

442. ELÆIS Jacq.

E. guineensis L. *Mant. pl.* I (1767) p. 137; Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* p. 539; Mart. *Hist. nat. Palm.* I p. 62 t. 54 et 56 et III p. 288; Kunth *Enum. pl.* III p. 279; *Fl. des Serres* XIV (1865) p. 265 t. 1492-93; *Illustr. Hort.* XIII (1866) t. 467; Kirk in *Journ. Linn. Soc.* IX (1867) p. 231; Mann et Wendl. in *Trans. Linn. Soc.* XXIV (1864) p. 289; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 462.

Rég. II : pays des Niamniam (bassin de l'Uellé) et des Monbouttou (Schweinf.).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Dupuis, Laurent, etc.); de Moussouk à Kinchassa (Dupont).

Distrib. : Afrique trop. (Cette espèce s'étend au sud du Cap-Vert, à l'ouest du Tanganika et au nord de l'Angola. De petites colonies s'en trouvent au nord du lac Nyassa).

443. COCOS L.

C. nucifera L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1188; Mart. *Hist. nat. Palm.* II p. 123 t. 62, 65 et 88 fig. 3-6; de Kerch. *Les*

Palmiers p. 222, 224, 226 et 284 fig. 131, 143, 149, 190 à 196.

Originaire de l'Inde et des Iles Moluques et de la Sonde; maintenant cultivé et répandu dans la zone tropicale maritime du monde entier. Dans le Bas-Congo, on le voit à Boma (Dupuis) et sur beaucoup d'autres points (Laurent).

PANDANACEÆ.

444. PANDANUS L. f.

P. Candelabrum P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 37 t. 21 et 22; Spreng. *Syst. veget.* III p. 398; Kunth *Enum. pl.* III p. 96; Kurz in *Bot. Zeit.* (1869) p. 152; Balf. f. in *Journ. Linn. Soc.* XVII (1878) p. 43; Solms in *Linnæa* XLII (1878) p. 27; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 463.

Tuckeya — Gaudich. *Atlas Voy. Bonite* (1846) t. 26 fig. 10-20; Walp. *Ann. bot.* I p. 758.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Guinée, Kameroun, Libéria, pays des Niam-niam.

ARACEÆ.

445. CULCASIA P. Beauv.

C. scandens P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 4 t. 3; Kunth *Enum. pl.* III p. 4; Schott *Syn. Aroid.* p. 115 et *Prodr. Aroid.* p. 218; Engl. in DC. *Monog. phan.* III p. 102 et 637.

Caladium — Willd. *Sp. pl.* IV (1805) p. 489.

Rég. V : Ile des Princes, août 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. (de Sierra-Leone à l'Angola et au Bahr-el-Ghazal).

446. HYDROSME Schott.

† **H. Eichleri** Engl. in *Jahrb. bot. Gart. Berl.* II (1883) p. 285.

Rég. IV : Ile Bismarck (Koango), 1880 (Teusz).

† **H. Leopoldiana** Mast. in *Gard. Chron.* (1887) I p. 642.

Congo (fide Masters).

* **H. Schweinfurthii** Engl. in DC. *Monog. phan.* II (1879) p. 322 et in Engl. *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 460.

Pays des Niamniam : steppes de Nabanda Juru (Schwf. n° 3573).

Distrib. : Abyssinie, Fazogl, Karatschongo.

† **H. Teuszii** Engl. in *Gartenfl.* (1884) p. 2 t. 1142 et in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 458.

Rég. IV : Ile Bismarck (Koango), 7°35 lat. (Teusz in von Mechow n° 406).

447. CERCESTIS Schott.

† **C. congoensis** Engl. in *Bot. Jahrb.* XV (1893) p. 448; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 475.

Rég. V : Bas-Congo, 1891 (Demeuse n° 65); Ile des Princes, août 1893 (Laurent).

448. RHEKTOPHYLLUM N. E. Brown.

R. mirabile N. E. Brown in *Journ. of Bot.* XX (1882) p. 194 t. 230; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 475.

Rég. II : pays des Monbouttou, avril 1870 (Schweinf. n° 3621).

Distrib. : Fernando-Po; Afrique trop. occid.

449. NEPHTHYTIS Schott.

† **N. picturata** N. E. Brown in *Gard. Chron.* (1887) I p. 476.

« Congo » (fide N. E. Brown).

450. PISTIA L.

P. Stratiotes L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 963; Roxb. *Pl. Corom.* III p. 63 t. 269; Kunth *Enum. pl.* III p. 8; Bak. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1878) p. 159; Engl. in DC. *Monog. phan.* II p. 634; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 483.

Rég. V : Bas-Congo (Hens, Demeuse, etc.).

Distrib. : Régions trop. et subtrop. du monde entier.

ERIOCAULONACEÆ.

451. MESANTHEMUM Koern.

M. radicans (Benth.) Koern. in *Linnæa* XXVII (1854) p. 573; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 504.

Eriocaulon — Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 547.
E. guineense Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 273.

Rég. III : Lukolela (Büttn.).

Distrib. : Afrique trop. occid. (du Sénégal au Congo).

CYPERACEÆ.

452. KYLLINGA Rottb.

K. brevifolia Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 13 t. 4 fig. 3; Kunth *Enum. pl.* II p. 130; Boeck. in *Linnæa*

XXXV (1867-68) p. 424; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 527.

Schœnus coloratus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 54.
K. rigidula Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 71 (quoad pl. Philippin.).
K. cæspitosa Steud. var. *robusta* Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 17.
K. cæspitosa Steud. var. *angustifolia* Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 145.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 11).
Rég. V : marais de Sicia, mai 1893 (Dupuis n° 21).

DISTRIB. : Asie, Australie, Polynésie, Afrique trop. et subtrop., Amérique trop. et temp.

K. elatior KUNTH *Enum. pl.* II (1837) p. 135; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 422; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 528.

K. aromatica Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 146.

Rég. V : Matadi, 20 déc. 1888 (Hens sér. A n° 31).

DISTRIB. : Afrique trop. et austr.

K. erecta Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 42; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 528.

K. aurata Nees in *Linnæa* X (1835-36) p. 139; KUNTH *Enum. pl.* II p. 137 pr. p.; STEUD. *Syn. pl. glum.* II p. 60 pr. min. p.; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 146.
K. consanguinea Kunth *loc. cit.* II (1837) p. 135.

Rég. III : pays des Bangala, 5 juin 1888 (Hens sér. C n° 134).

DISTRIB. : Toute l'Afrique trop. et austr., Madagascar.

K. erecta forma **Soyauxii** Clarke.

K. Soyauxii Boeck. in *Flora* (1879) p. 515.

Rég. V : Lutété, 10 févr. 1888 (Hens sér. A n° 305 pr. p.).

Distrib. : Loango.

K. macrocephala A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 491; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 529.

K. leucantha Boeck. in *Linnæa* XXXVIII (1874) p. 356.
K. leucocephala Boeck. in *Flora* (1875) p. 257 et in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 166.

Le type n'a pas encore été découvert au Congo.

Distrib. : Zanzibar; Abyssinie, sources du Nil.

— — var. **angustior** Clarke *loc. cit.* V (1895) p. 529.

Rég. III : Stanley-Pool, août 1888 (Hens sér. B n° 14).

Distrib. : Lac Nyassa.

† **K. planiceps** Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 531.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

K. pumila Mchx *Fl. Bor.-Amer.* I (1803) p. 28; Kunth *Enum. pl.* II p. 132 pr. p.; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 531.

K. cæspitosa Nees in Mart. *Fl. Brasil.* II, 1 (1842) p. 12 (syn. Kunth et var. β excl.); Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 411.
K. tenuifolia Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 60.
K. Naumanniana Boeck. in *Flora* (1879) p. 516 et var.? *tenuis* Boeck. in Engl. *Bot. Jahrb.* V (1884) p. 89.
K. rigidula Steud. *loc. cit.* II (1855) p. 71 pr. p.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3405).

Rég. V : Lutété (Hens sér. A n° 305); Bas-Congo (Naum. n° 133).

Distrib. : Afrique trop., Amérique trop. et temp.

K. squamulata Thonn. mss. ex Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 381; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 431 et in *Flora* (1879) p. 515; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 147; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 532.

K. squamulosa Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 135.

Rég. V : Lutété, 10 févr. 1888 (Hens sér. A n° 305 pr. p. et 292 pr. p.).

Distrib. : Afrique trop. bor. (du Sénégal à l'Abyssinie).

† **K. teres** Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 533.

Congo (Demeuse).

453. PYCREUS P. Beauv.

P. albo-marginatus Nees in Mart. *Fl. Brasil.* II, 1 (1812) p. 9; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 534.

Cyperus — Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 10.
C. Hochstetteri Nees mss. ex Krauss in *Flora* (1845) p. 755 in nota; Boeck. in *Linnæa* (1867-68) p. 471 et in *Flora* (1879) p. 546; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 282; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1883) p. 126.
C. patuliflorus Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 473 et in *Flora* (1879) p. 546.

Rég. III : pays des Bangala, 28 juin 1888 (Hens sér. C n° 35).

Rég. V : Boma, 13 déc. 1887 (Hens sér. A n° 392 pr. p.).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop., Amérique trop. et subtrop.

P. flavescens (L.) Reichb. *Fl. Germ. excurs.* (1830-32) p. 72; Th. Nees *Gen. pl. Germ.* II t. 22 fig. 14-16; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 537.

Cyperus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 68; Host *Gramin. Austr.* III p. 48 t. 72; Kunth *Enum. pl.* II p. 5; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 438.

C. abyssinicus Hochst. mss. ex Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 4.

Rég. III : Kwamouth, 7 juill. 1888 (Hens sér. C n° 117).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Afrique bor., trop. et austr., Europe, Orient, États-Unis.

P. polystachyus P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 48 t. 86 fig. 2; Nees in Mart. *Fl. Brasil.* II, 1 p. 10; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 540.

Cyperus — R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 214; Kunth *Enum. pl.* II p. 13; Coss. et Durieu *Expl. scient. Algér.* II p. 253; Boiss. *Fl. Or.* V p. 365.

C. Thouarsii Kunth *loc. cit.* II (1837) p. 12; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 481.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n°s 14 et 25).

Distrib. : Toute l'Afrique contin. et insulaire.

P. propinquus Nees in Mart. *Fl. Brasil.* II, 1 (1842) p. 7; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 541.

Cyperus Olfersianus Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 10; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 439.

C. pycnocephalus Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 5.

Rég. III : pays des Bangala, 30 juin 1888 (Hens sér. C n° 400).

Rég. V : rivière M'Tombi (Lutété), 27 févr. 1888 (Hens sér. A n° 250).

Distrib. : Amérique centr. et austr., Angola.

P. Smithianus (Ridl.) Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 542.

Cyperus — Ridl. in *Journ. of Bot.* XXII (1884) p. 15.

Rég. III : Lisha (env. de Kwamouth), 8 juill. 1888 (Hens sér. C n° 116).

DISTRIB. : Bassin du lac Nyassa (Stuhlm.).

P. tremulus (Poir.) Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 542.

Cyperus — Poir. in LAM. *Encycl. méth. Bot.* VII (1806) p. 264; KUNTH *Enum. pl.* II p. 16; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 469.

C. chlorostachys Boeck. in PETERS *Reise n. Mossamb.* II (1864) p. 540.

Rég. III : Équateurville, 4 juill. 1888 (Hens sér. C n° 358).

DISTRIB. : Ouganda, Mozambique, Madagascar, Maurice.

† **P. subtrigonus** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afr.* V (1895) p. 542 (nom. nud.). — Culmo basi decumbente apice submonocephalo; spiculis pallide brunneis, linearibus, 20-36-floris; stylo 2-fido; nuce subtrigonâ, cellulis extimis longitudinaliter oblongis.

Glabra. Culmi 2-4 dm. longi, glaciliores. Folia 1-2 dm. longi, 2-4 mm. lati. Caput 12-30-stachyum; spiculæ 12-20 mm. longæ, 2 mm. latæ. Glumæ spisse imbricatæ, muticæ. Nux parva, obovoidea, reverâ (ut in *Pycreis* omnibus) lateraliter compressa, sed in utroque latere ab humero subumbonata percursa; cellulæ extimæ oblongæ, scariosæ, mox marcescentes detersæ.

Rég. III : Équateurville, 9 mai 1889 (Hens sér. C n° 182).
Rég. V : Riv. N'Tombi (Lutété), 27 févr. 1888 (Hens sér. A n° 251).

454. CYPERUS L. pr. p.

C. **amabilis** Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 318; KUNTH *Enum. pl.* II p. 108; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 411; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 130; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 547.

C. microstachyus Vahl *loc. cit.* II (1800) p. 318; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* II p. 36.

C. aureus H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* I (1815) p. 205; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 494 et in PETERS *Reise n. Mossamb.* II p. 535.

C. lepidus Hochst. ex Steud. *Syn. pl. glum.* II (1854) p. 14.

Rég. III : pays des Bangala, 2 juin 1888 (Hens sér. C nº 135); Stanley-Pool, 11 avril 1888 (Hens sér. B nº 61).

Rég. V : Bas-Congo (Naum. nº 151).

DISTRIB. : Toute l'Afrique trop. contin. et insul., l'Inde et l'Amérique trop.

— — var. **macer** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 547.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith nº 26).

C. **angolensis** Boeck. in *Flora* (1880) p. 435; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 548.

Rég. V : Zenze, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Angola.

C. **articulatus** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 66; KUNTH *Enum. pl.* II p. 53; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 274; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 412; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 291, XXI (1884) p. 153 et in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 548.

C. niloticus Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 13; P. Beauv. *Fl. d'Oware* II p. 63 t. 97 fig. 2.
C. borbonicus Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 31.

Rég. I : Lualaba, sources thermales, 19 juin 1891 (Descamps n° 54).
Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3446).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith nos 14 et 26).

Distr. : Égypte, Afrique trop. contin. et insul., Arabie, Inde, Amérique trop., Australie.

C. auricomus Sieb. mss. ex Spreng. *Syst. veget.* I (1825) p. 230; Boiss. *Fl. Or.* V p. 375; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* sér. 2, II (1884) p. 142; Boeck. in *Flora* (1879) p. 555; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 549.

C. Wiestii Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 35.
C. raphiostachys Boeck. in Peters *Reise n. Mossamb.* II (1864) p. 541.

Rég. III : pays des Bangala, 26 mai 1888 (Hens sér. C n° 127).

Distrib. : Égypte, Abyssinie, Afrique trop. (du Sénégal au Bas-Zambèze).

C. compactus Lam. *Illustr. genr. Encycl.* I (1791) p. 144; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 552.

C. striatulus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 311.
C. obtusiflorus Vahl *loc. cit.* II (1806) p. 308; Kunth *Enum. pl.* II p. 45; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-1868) p. 528; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 132.
C. ambongensis Boeck. in *Linnæa* XXXVIII (1874) p. 361.
C. argenteus Ridl. *loc. cit.* ser. 2, II (1884) p. 133.

Congo (fide Clarke).

Distrib. : Toute l'Afrique trop. et austr.

†**C. congensis** Clarke (sp. nov.). — Culmo basi lignescenti-bulboso; foliis longis, angustis; bracteis perlongis; umbellâ simplice, contractâ, densâ; spiculis in spicâ numerosis, dense fasciculatis, longe linearibus, teneris, 30-floris, cinerascenti-brunneis; glumis laxe patulis, obtusis; stylo vix ullo, ramis 3 longe linearibus; nuce oblongâ utrinque angustatâ, trigonâ, brunneâ.

Glabra. Stolones nulli adsunt. Culmi erecti 2-3 dm. longi, robustiores, apice obtuse trigoni. Folia culmos superantia, 3-4 mm. lata. Bracteæ 4-6, cum foliis consimiles, interdum culmo longiores. Umbellæ radii 3-6, usque ad 2 cm. longi vel subobsoleti. Spiculæ usque ad 25 mm. longæ, 1 $^{1}/_{2}$-2 mm. latæ; rhachilla vix anguste alata. Glumæ in lateribus late scariosæ, carinâ vix microscopice excurrente. Nux cum $^{2}/_{3}$-$^{3}/_{4}$ parte glumæ æquilonga, curvata, utrinque pyramidato-conica; cellulæ extimæ minutæ, quadratæ, micantes. — *C. locupleti* Clarke affinis, sed spiculæ multo tenuiores.

Rég. V : Bas-Congo (Hens).

C. dichromenæformis Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 26; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 525.

Le type n'a pas été observé en Afrique.

Distrib. : Brésil.

— — var. **major** Boeck. in *Flora* (1879) p. 549; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 132; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 556.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3401).
Rég. III : Stanley-Pool, 12 et 23 sept. 1888 (Hens sér. B nos 7 et 69).

Distrib. : Pays de Togo et des Niamniam, Angola.

C. difformis L. *Amœn. acad.* IV (1759) p. 302; Rottb. *Descr. et icon. pl.* p. 24 t. 9 fig. 2; Kunth *Enum. pl.* II p. 38;

Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 586; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 411; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 137; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 556.

Rég. III : Stanley-Pool, 12 août 1888 (Hens sér. B nº 5).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith nº 15).

Distrib. : Toute l'Afrique (de l'Égypte au Cap), Europe mérid., Asie, Australie, Mexique.

C. diffusus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 321; Kunth *Enum. pl.* II p. 30; Nees in *Nov. Acta Acad. Nat. Curios.* XIX suppl. I (1845) p. 58; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 557.

C. elegans Sw. (non L.) *Observ. bot.* (1791) p. 30; Kunth *loc. cit.* p. 28; Boeck. in *Linnæa* (1867-68) p. 533; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 288 et XXI (1884) p. 125 (tab. *Sloane* citata excl.); Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 135.
C. Buettneri Boeck. ex Engl. in Preuss *Pl. exsicc.* nº 345 et *Cyper. novæ* I (1888) p. 3.

Rég. III : pays des Bangala, 23 juin 1888 (« form. *angustifolia* » Clarke) (Hens sér. C nº 356).

Distrib. : Asie trop. contin. et insul., Amérique et Océanie trop.

C. distans L. mss. ex L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 103; Jacq. *Icon. pl. rar.* II t. 192; P. Beauv. *Fl. d'Oware* I p. 35 t. 20; Kunth *Enum. pl.* II p. 93; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-1868) p. 612; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 411; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 558.

C. laxus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 362.
C. squamulatus Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 49.

Congo (Demeuse nº 339).

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. nº 3506).
Rég. V : Lukungu, 29 janv. 1888 (Hens sér. A nº 259); rivière M'tombi, 10 févr. 1888 (Hens sér. A nº 255).

DISTRIB. : Asie mérid. et orient., Afrique trop. et austr., Amérique trop., Australie.

C. **esculentus** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 67; HOST *Gramin. Austr.* III p. 50 t. 75; KUNTH *Enum. pl.* II p. 61; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 287; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 246; BOISS. *Fl. Or.* V p. 377; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 559.

Rég. III : Kinchassa et Stanley-Pool, 9 avril 1888 (Hens sér. B nº 49), 13 déc. 1887 (Hens sér. A nº 392 pr. p.).
Rég. V : Bas-Congo (Hens nº 244); Boma, 12 janv. 1888 (Hens nº 205), sept. 1893 (Laurent); Boussindi, 30 avril 1888 (Hens sér. C nº 160) (an rég. III ?).

DISTRIB. : Europe mérid., Inde, Afrique bor., trop., austro-or. et austro-occid., Amérique bor. et austr.

— — var. **acaulis** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 560.

Rég. V : Bas-Congo (Hens nº 14).

DISTRIB. : Comores, Nossibé.

C. **fertilis** Boeck. in ENGL. *Bot. Jahrb.* V (1883) p. 90; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 562.

C. lanceolatus Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 134.

Rég. III ? : Boussindi, 30 avril 1888 (Hens sér. C nº 160).

DISTRIB. : Gabon, Vieux-Calabar, Kameroun, Angola.

C. **flabelliformis** Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 42 t. 12 fig. 2; KUNTH *Enum. pl.* II p. 32; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 566 (hab. Costa-Rica excl.); RIDL. in

Trans. Linn. Soc. ser. 2, II (1884) p. 135; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 562.

C. proximus Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 19.
C. venustus Steud. *loc. cit.* II (1855) p. 20.
C. Petersianus Boeck. in PETERS *Reise n. Mossamb.* II (1864) p. 537 et in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 171.

Rég. I : pays de Casembé, 22 juin 1891 (Descamps).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n° 41), Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Arabie, Afrique trop.

C. flavidus Retz. *Observ. bot.* V (1789) p. 13; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 136 ; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 287, XXI (1884) p. 122 et in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 563.

C. Haspan Rottb. (non L.) *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 36 t. 6 fig. 2.
C. leptostachyus Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 33.
C. delicatulus Steud. *loc. cit.* II (1855) p. 31.

Rég. V : Lutété, 700 m., 23 mars 1888 (Hens sér. A n° 360).

DISTRIB. : Afrique trop. (du Sénégal au Bas-Zambèze).

† **C. flexifolius** Boeck. in *Flora* (1879) p. 540 et in ENGL. *Bot. Jahrb.* V (1884) p. 90.

Rég. V : Ile près de Ponta da Lenha (Naum. n°s 143 et 150).

C. gracilinux Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XXI (1884) p. 162 et in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 564.

C. tenuiculmis Boeck. in *Flora* (1879) p. 554 (non Boeck. in *Linnæa* XXXVI) (1869-70) p. 286.

Rég. III : Équateurville, 8 mai 1888 (Hens sér. C n° 178); Stanley-Pool, 21 juin 1888 (Hens sér. B n° 21).

DISTRIB. : Sénégal ; Bas-Niger ; pays des Djur.

C. Haspan L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 45 pr. p.; Kunth *Enum. pl.* II p. 34; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 574 var. α; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 136; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 287; XXI (1884) p. 119 et in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 564.

Scirpus n° 78 Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 58 t. 17 fig. 3.

Rég. III? : Boussindi, 29 avril 1888 (Hens sér. C n° 158).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n°s 19 et 47; Hens n° 248).

Distrib. : Asie trop.-or. contin. et insul., Afrique trop. et austr., Australie; Amérique trop. et temp. chaude.

†**C. Hensii** Clarke (sp. nov.). — Foliis angustioribus in sicco involutis; umbellâ subsimplice, congestâ; spiculis 12-20-nim digitatis, linearibus, 16-24-floris, compressis, pallide brunneis; stylo brevissimo, ramis 3 linearibus; nuce latius oblongâ, trigonâ, castaneo-rubrâ.

Glabra. Culmi basi decumbentes (non annui) 4 dm. longi, 2 mm. in diam., subteretes. Folia cum $^{1}/_{3}$ parte culmi æquilonga; vaginæ usque ad basin fissæ marginibus scariosis. Umbellæ radii 1-6, 0-15 mm. longi; bracteæ 4-5, usque ad 7 cm. longæ, cum foliis consimiles, basi dilatatæ. Spiculæ 10-12 mm. longæ, 1-1 $^{1}/_{2}$ mm. latæ; rhachilla leviter anfractuosa alis hyalinis. Glumæ obtusæ, subuninerviæ, arctius stipatæ, laxius imbricatæ. Stylus ruber; rami glumis paullo exserti. Nux cum $^{1}/_{2}$ parte glumæ æquilonga, levis, « puncticulata » i. e. cellulæ extimæ parvæ quadratæ lucidæ turgidæ persistentes.

Rég. III : Lisha, 10 juill. 1888 (Hens sér. C n° 364).

C. maculatus Boeck. in Peters *Reise n. Mossamb.* II (1864) p. 539; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 567.

C. Naumannianus Boeck. in *Flora* (1879) p. 552 et in *Linnæa* XXXV (1869-70) p. 228.

C. galegensis Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 285.

Rég. III : Stanley-Pool, 11 août 1888 (Hens sér. B n° 22; Lukolela, 2 mai 1888 (Hens sér. C n° 147); Lisha, 29 avril 1888 (Hens sér. C n° 150; C. Smith n°s 47 et 75).

Rég. III? : Boussindi, 7 juill. 1888 (Hens sér. C n° 354).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Kilima N'djaro et au Zambèze); Ile Galega.

† **C. mapanioides** Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 568.

Rég. III : Stanley-Pool, 12 avril 1888 (Hens sér. B n°s 7 et 69).

Rég. V : Boma, 12 déc. 1887 (Hens sér. A n° 389).

C. margaritaceus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 307; Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* p. 34; Kunth *Enum. pl.* II p. 46; Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 529; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 133; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XXI (1884) p. 110 et in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 568.

Rég. III : entre Lukolela et Bolobo, déc. 1885 (Büttn.).
Rég. V : Matadi, 20 déc. 1888 (Hens).

Distrib. : Afrique trop. et austr.

C. maritimus Poir. in Lam. *Encycl. méth. Bot.* VII (1806) p. 240; Kunth *Enum. pl.* II p. 47; Boeck. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 539; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 135; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 285 et in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 569.

C. rigidus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 309.
C. heterophyllus Boeck. in *Flora* (1859) p. 441.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Côte de l'Or, Angola, Bas-Zambèze, Madagascar, Zanzibar.

C. maritimus var. **crassipes** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 569.

C. crassipes Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 299; P. BEAUV. *Fl. d'Oware* p. 63 t. 97 fig. 1 ; KUNTH *Enum. pl.* II p. 82; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 532.
C. scirpoides Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 311; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 34; KUNTH *loc. cit.* II p. 107.
C. Jardinei Steud. in JARDIN *Herbor. Afriq. occid.* (1851) p. 7 et *Syn. pl. glum.* II p. 28.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sénégambie, Sierra-Leone, Loango.

C. ochrocephalus (Boeck.) Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 571.

Rhynchospora — Boeck. in *Flora* (1879) p. 568; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 164 in obs.

Rég. V : Lutété, 2 avril 1888 (Hens sér. A n° 42).

DISTRIB. : Angola.

C. Papyrus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 47 pr. p.; C. A. MEY. in *Mém. sav. étrang. Pétersb.* I (1831) p. 202 t. 2; KUNTH *Enum. pl.* II p. 64; PARLAT. *Mém. Papyrus* (1853) p. 32 t. 2; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 303; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 144; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XXI (1884) p. 191 et in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 571.

Papyrus antiquorum Link *Enum. pl. Hort. Berol.* I (1821) p. 47.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith nº 7).

Distrib. : Afrique trop. occid. (Sicile indig.?).

* **C. Papyrus** var. **antiquorum** Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 571.

C. Papyrus L. pr. p.; Boiss. *Fl. Or.* V p. 375; Boeck. in *Flora* (1879) p. 555.

P. antiquorum Willd. in *Abhandl. Akad. Berl.* (1812) p. 70.

C. syriacus Parl. *Fl. Ital.* I (1852) p. 43 pr. p. (quoad pl. Syriæ).

Pays des Niamniam (Schweinf. nº 3749).

Distrib. : Syrie, Afrique trop. or. (jusqu'au Zambèze).

C. radiatus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 369; Kunth *Enum. pl.* II p. 71; Boeck. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 542 et in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 317; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 142; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XXI (1884) p. 185 et in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 573.

C. biceps Vahl *loc. cit.* II (1806) p. 368.

C. semidives Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 36.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. nº 2571).
Rég. III : Kwamouth, 7 juill. 1888 (Hens sér. C nº 117 pr. p.).
Rég. V : « entre les routes des chutes de M'Tamo » (sous Stanley-Pool), 4 avril 1888 (Hens sér. B nº 11).

Distrib. : Afrique trop. (de la Sénégambie au Zambèze), Inde, Chine, Malaisie, Amérique trop.

C. rotundus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 67; Kunth *Enum. pl.* II p. 58 (syn. plur. excl.); Boeck. in *Linnæa* XXXVI

(1869-70) p. 283 et in *Flora* (1879) p. 554; Boiss. *Fl. Or.* V p. 376; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 292; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 138.

C. tetrastachyus Desf. *Fl. Atlant.* I (1798) p. 158.
C. pallescens Desf. *loc. cit.* I (1798) p. 45 t. 9.

Congo (Demeuse nº 121).
Rég. V : Zambi, mai 1893 (Dupuis nº 8).

Distrib. : Europe mérid., Asie, Afrique, Amérique et Australie (rég. chaudes).

C. sphacelatus Rottb. *Descr. et icon. pl.* II (1773) p. 25; Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* p. 37; Kunth *Enum. pl.* II p. 63; Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 202; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 133 pr. p.; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XXI (1884) p. 183 et in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 577.

Rég. III : Stanley-Pool, 10 avril 1888 (Hens sér. B nº 41).
Rég. V : Lutété, 27 janv. 1888 (Hens sér. A nº 267).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze).

C. tenax Boeck. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 504; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 578.

C. Grantii Boeck. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 164.
C. eurystachys et *andongensis* Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 143 et 140.
C. sabulicolus Ridl. *loc. cit.* ser. 2, II (1884) p. 136.
C. monroviensis Boeck. in Engl. *Bot. Jahrb.* V (1884) p. 90.

Rég. V : Lutété, 2,000 pieds, 23 mars 1888 (Hens sér. A nº 360 pr. p.).

Distrib. : Afrique trop. et austro-or.

C. tuberosus Poir. *Encycl. méth. Bot.* VII (1806) p. 247; KUNTH *Enum. pl.* II p. 21; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-1868) p. 502; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 284, XXI (1884) p. 90 et in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 580.

Rég. III : Stanley-Pool, 21 juill. 1888 (Hens sér. B n° 21).
Rég V : Bas-Congo (Büttn. n° 12; Hens n°s 23, 68 et 207).

DISTRIB. : Afrique trop. occid., Haut-Nil, Madagascar, Chine, Malaisie, Australie, Amérique trop.

C. uncinatus Poir. *Encycl. méth. Bot.* VII (1806) p. 247; KUNTH *Enum. pl.* II p. 21; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-1868) p. 502; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 284, XXI (1884) p. 90 et in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 580.

C. cuspidatus H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* I (1815) p. 204; KUNTH *loc. cit.* II p. 22; BOECK. in *Linnæa* XXXV (1867-68) p. 496; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 104; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 164; CLARKE *loc. cit.* XX (1883) p. 284 et XXI (1884) p. 88.

Rég. III : Stanley-Pool, 1888 (Hens sér. B n° 68); Lufu (Hens sér. A n° 207); Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 12).
Rég. V : Lutété, 28 janv. et 17 févr. 1888 (Hens sér. A n° 23).

DISTRIB. : Afrique trop. (de Sierra-Leone à l'Angola et au Haut-Nil), Asie trop. et subtrop., Australie, Amérique trop.

C. Zollingeri Steud. in ZOLL. *Vers. Ind. Archip.* II (1854) p. 62 et *Syn. pl. glum.* II p. 17; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 332; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 581.

C. tenuiculmis Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 285 et in Engl. *Gazelle Reise* p. 15 (non Boeck. in *Flora* [1879] p. 554).

Rég. III : Stanley-Pool, 1er août 1888 (Hens sér. B n° 56).
Rég. V : Lutété, 5 avril 1888 (Hens sér. A n° 399); Boussindi, 29 avril 1888 (Hens sér. C n° 159).

Distrib. : Afrique trop. (du Sénégal au Zambèze), Asie austr. et orient., Australie).

455. MARISCUS Vahl.

M. Dregeanus Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 586; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 586.

Cyperus dubius Rottler (non Roth) in *N. Schrift. Ges. Nat. Freunde Berl.* IV (1803) p. 193; Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 336 (pr. min. p.); Bak. *Fl. of Maurit.* p. 409; Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 285 et XXI (1884) p. 197.
C. kyllingioides Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 312; Kunth *Enum. pl.* II p. 94; Boeck. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 543.

Rég. V : Matadi, 20 déc 1888 (Hens sér. A n° 218).

Distrib. : Afrique trop. contin. et insul., austro-or. et austr., Inde, Bornéo.

M. flabelliformis H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* I (1815) p. 215; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 588.

Cyperus caracasanus Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 86; Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 358.
C. thyrsiferus Boeck. (non Jungh.) in Engl. *Bot. Jahrb.* V (1884) p. 91 et in Engl. *Gazelle Reise* p. 15.
C. Hartii Boeck. *Cyper. novæ* I (1888) p. 9.

Rég. III : Lukolela, 2 mai 1888 (Hens sér. C n° 152 pr. p.); Mobeka, 30 juin 1888 (Hens sér. C n° 387).

DISTRIB. : Afrique trop. occid., Java, Polynésie, Amérique trop.

M. flavus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 374; KUNTH *Enum. pl.* II p. 118; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 588.

Cyperus — Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 384.
Didymia cyperomorpha Philippi in ENGL. *Bot. Jahrb.* VIII (1887) p. 57 t. 1.

Le type n'a pas été observé en Afrique.

DISTRIB. : Amérique trop. et temp.

— — var. **humilis** Benth. mss. ex CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 588.

C. flavus Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XXI (1884) p. 196.
C. redolens Maury in *Mém. Soc. phys. Genève* XXXI (1890) p. 126 t. 36*a*.

Rég. V : Lutété, 8 mars 1888 (Hens sér. A n° 189).

DISTRIB. : Amérique austr.

† **M. luridus** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 589 (nom. nudum). — Foliis bracteisque longis, angustis; umbella simplice densâ; spicis densiusculis; spiculis linearibus 58 nuciferis curidis, rhachillâ undulatâ; glumis remotis, oblongis, obtusis; stylo 3-fido; nuce anguste oblongâ, trigonâ.

Glabra. Rhisoma repens. Culmi 1-2 dm. longi. Bracteæ 6-7, usque ad 10-16 cm. longæ. Umbellæ radii usque ad 2-3 cm. longi. Spiculæ 15-20 mm. longæ, 1 mm. in diam. Glumæ proventu arcte adpressæ; rhachillæ alæ nucem amplectentes. — *M. flabelliformi* H. B. K. affinis, differt spiculis multo longioribus, glumis magis distantibus.

M. nossibeensis Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 63; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 590.

Rég. III : Stanley-Pool, 22 août 1888 (Hens sér. B nº 396).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Bas-Zambèze, Natal, Nossibé.

M. rufus H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* I (1815) p. 216 t. 67; KUNTH *Enum. pl.* II p. 123; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 592.

Cyperus ligularis L. *Amœn. acad.* V (1760) p. 391; ROTTB. *Descr. et icon. pl.* p. 35 t. 11 fig. 2; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 40; KUNTH *loc. cit.* II p. 79; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 332 (pl. Nov. Holl. excl.); RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 142; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 295 et XXI (1884) p. 196 pr. p.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afrique trop. occid., Madère, Madagascar, Galega, Diego-Garcia, Amérique bor. et austr. temp.

M. Sieberianus Nees in *Linnæa* IX (1834) p. 286; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 593.

Scirpus cyperoides L. (non Gmel.) *Mant. pl.* II (1771) p. 181.

M. umbellatus Vahl *Enum. pl.* (1806) p. 376 pr. p.; KUNTH *Enum. pl.* II p. 118 pr. maj. p.; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 415.

Cyperus — Burm.; CLARKE in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 296 et XXI (1884) p. 201 et var. *cylindrostachys*.

C. cylindrostachys Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1860-70) p. 383 pr. maj. p.

Congo (Johnston).

Rég. III : pays des Bangala, 24 mai 1888 (Hens sér. C n° 377).

DISTRIB. : Ascension, Afrique trop. et austr.; Asie trop. et subtrop., Australie.

M. umbellatus (Rottb.) Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 376 pr. p.; BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* p. 552; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 595.

Kyllinga — Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 15 t. 2 fig. 2 (syn. quibusd. excl.).
Cyperus — Clarke in *Journ. Linn. Soc.* XX (1883) p. 293 (var. excl.) et XXI (1884) p. 200 var. α pr. p.; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1883) p. 144; BOECK. in ENGL. *Bot. Jahrb.* V (1884) p. 91.
M. alternifolius Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 376; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 40; KUNTH *Enum. pl.* II p. 126.
M. cylindrostachyus Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 65.

Congo (Demeuse n° 341).
Rég. III : pays des Bangala (Hens sér. C n° 108), Lukolela, 1888 (Hens sér. C n° 152 pr. p.); Stanley-Pool, 19 avril 1888 (Hens sér. B n° 390).
Rég. V : Lutété, 700 m., 29 janv. et 4 avril 1888 (Hens sér. A n°s 317 et 398); assez commun dans la brousse à Zenze, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. et austr.-or.; Ascension, Martinique.

456. ELEOCHARIS R. Br.

E. atropurpurea (Retz.) Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 151; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 596.

Scirpus — Retz. *Observ. bot.* V (1789) p. 114.

Isolepis atropurpurea Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 106.

Heleocharis — Koch *Syn. fl. Germ.* ed. 2 (1845) p. 853; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 458 (var. γ excl.).

E. Lereschii Shuttlew. in *Flora* (1837) p. 241.

Isolepis setifolia A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 498.

I. allochroa Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 91.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Europe centr. et mérid., Asie mérid. et or., Afrique or. et trop., Amérique temp. et trop., Australie.

E. capitata (L.) R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 225; KUNTH *Enum. pl.* II p. 115 (syn. quibusd. excl.); CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 597.

Scirpus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 48.

Heleocharis — Boeck. in *Vidensk. Meddel. Kjob.* (1868-69) p. 159 et in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 461; BOISS. *Fl. Or.* V p. 387.

S. caribæus Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 46 t. 15 fig. 3.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Asie mérid. et or.; Afrique bor.-or. et trop., Amérique trop. et temp.

457. FIMBRISTYLIS Vahl.

F. Cioniana P. Savi in *Mem. Valdarnese* III (1842) p. 98 cum icone; PARLAT. *Fl. Ital.* II p. 74; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 602.

F. Lioniana Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 112.

Rég. III : Stanley-Pool (Demeuse n° 158).
Rég. V : Lukungu, 5 janv. 1888 (Hens sér. A n° 303); Lutété (Hens sér. C n° 185).

DISTRIB. : Italie centr.

F. complanata (Retz.) Link *Hort. Berol.* I (1827) p. 292; KUNTH *Enum. pl.* II p. 228; A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 505; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 602.

Scirpus — Retz. *Observ. bot.* V (1789) p. 14.
Trichelostylis — Nees in *Linnæa* IX (1834) p. 290 et X (1835-36) p. 146.
F. autumnalis Roem. et Schult. var. α Boeck. in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 38.
F. Kielmaieri Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 113.

Rég. III : Stanley-Pool (Demeuse n° 145).

DISTRIB. : Asie mérid. et or., Afrique or. trop. et austr., Amérique trop. et temp.

F. dichotoma (L.) Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 287; KUNTH *Enum. pl.* II p. 225; REICHB. *Icon. fl. Germ.* XIII p. 44 t. 315 fig. 733; BOECK. in PETERS *Reise n. Mossamb.* II p. 544 et in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 122 (var. β et γ excl.); A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 504; BOISS. *Fl. Or.* V p. 389; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 602.

Scirpus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 50; ROTTB. *Descr. et icon. pl.* p. 57 t. 13 fig. 1.
S. bisumbellatus Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 15.
F. squarrosa A. Rich. (non Vahl) *loc. cit.* II (1851) p. 503.

Congo (Demeuse).

DISTRIB. : Europe mérid., Asie austr. et orient., Afrique bor., orient. trop. et austr., Australie.

F. diphylla (Retz.) Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 289; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 603.

Scirpus — Retz. *Observ. bot.* VI (1791) p. 15.
F. laxa Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 292; KUNTH *Enum. pl.* II p. 232; BOISS. *Fl. Or.* V p. 389.
F. communis Kunth *loc. cit.* II (1837) p. 234 (syn. quibusd. excl.); BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* p. 554; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 150.
S. annuus Allioni *Fl. Pedem.* II (1785) p. 171 t. 88 fig. 5; DESF. *Fl. Atlant.* I p. 51.
F. polymorpha Boeck. in *Vidensk. Meddel. Kjob.* (1868-69) p. 141.

Rég. III : Équateurville, 8 mai 1888 (Hens sér. C n° 177).
Rég. V : Lukungu, 18 janv. 1888 (Hens sér. A n° 313); Boma, juin 1893 (Dupuis n° 52).

DISTRIB. : Europ. mérid., Asie mérid. et orient. contin. et insul., Afrique austr. et trop. contin. et insul., Amérique trop. et temp.

F. dipsacea (Rottb.) Benth. in BENTH. et HOOK. *Gen. pl.* III (1883) p. 1049; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 604.

Scirpus — Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 56 t. 12 fig. 1; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 735.
Isolepis — Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 119; KUNTH *Enum. pl.* II p. 205.

Rég. III : Kwamouth, 7 juill. 1888 (Hens sér. C n° 118).

DISTRIB. : Inde, Philippines, Chine, bassin de l'Amour.

F. exilis (Willd.) Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 98; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 604.

Scirpus — Willd. mss. ex POIR. *Encycl. méth. Bot.* XIII (1817) p. 105.

S. hispidulus Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 276; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 31.

Fimbristylis — Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 227; BOECK. in PETERS *Reise n. Mossamb.* II p. 545 et in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 27; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 152.

Rég. III : Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn.), 27 juill. 1888 (Hens sér. B n° 75).

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTR. : Afrique trop. contin. et insul., Amérique trop.

F. exilis var. **leviusux** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 605.

Congo (Demeuse).

Rég. III : Stanley-Pool, 28 juill. 1888 (Hens sér. B n° 74).

F. ferruginea (L.) Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 291; DELILE *Fl. d'Égypte* p. 10 t. 6 fig. 3; KUNTH *Enum. pl.* II p. 236; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 419; BOECK. in PETERS *Reise n. Mossamb.* II p. 544 et in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 16; BOISS. *Fl. Or.* V p. 388; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 606.

Scirpus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 50.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Banana, août 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Asie austr. et or., Afrique contin. et insul., Australie, Amérique trop.

F. monostachya (L.) Hassk. *Pl. Javan. rarior.* (1848) p. 61; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 607.

Cyperus — L. *Mant. pl.* II (1771) p. 180; ROTTB. *Descr. et icon. pl.* p. 18 t. 13 fig. 3.

Abildgaardia monostachya Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 296; KUNTH *Enum. pl.* II p. 247; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 416; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 169 t. 109 fig. *a*.

Rég. V : Bingila (Dupuis).

DISTRIB. : Maurice, Comores, São Thomé.

F. obtusifolia (Lam.) Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 240; BENTH. in HOOK. *Niger Fl.* p. 554; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 608.

Scirpus — Lam. *Ill. genr. Encycl.* I (1791) p. 141; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 30.
Isolepis — P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 38 t. 81 fig. 1.
Trichelostylis — Nees in *Linnæa* IX (1834) p. 290.
F. Monini Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 120.
F. rigidula RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 150.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Afrique austr. et trop. contin. et insul., Amérique trop.

F. scabrida Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 32; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 609.

F. Barteri Boeck. in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 33.
F. mucronata Boeck. *loc. cit.* XXXVII (1871) p. 41.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3517).

DISTRIB. : Guinée, Bas-Niger.

F. squarrosa Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 289; KUNTH *Enum. pl.* II p. 224; BOECK. in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 10; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 233; BOISS. *Fl. Or.* V p. 390; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 609.

Scirpus squarrosus Poir. (non L.) *Encycl. méth. Bot.* XIII (1817) p. 100.

Isolepis hirta H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* I (1815) p. 224.

F. Ecklonii Nees in *Linnæa* IX (1834) p. 290 et X (1835-36) p. 145; Kunth *Enum. pl.* II p. 226.

Pogonostylis — Bertol. *Fl. Ital.* I (1835) p. 312.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Lukungu, 5 sept. 1888 (Hens sér. A n° 16).

Distrib. : Italie, Asie, Algérie, Afrique trop. et austr., Australie, Nouv.-Zélande, Amérique trop. et austr.

458. BULBOSTYLIS Kunth.

B. abortiva (Steud.) Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 619.

Fimbristylis — Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 111.

F. flexuosa Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 155.

Scirpus Schweinfurthianus Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 758 et in *Flora* (1879) p. 565.

Isolepis — Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 167.

Rég. III : rochers de N'tamo (Stanley-Pool), 5 août 1888 (Hens sér. B n° 9).

Distrib. : Afrique trop. contin. et insul. et austro-or.

B. barbata (Rottb.) Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 611.

Scirpus — Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 52 t. 17 fig. 4; Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 751 (var. β excl.).

S. antarcticus Thunb. *Prodr. pl. Cap.* (1791) p. 17; Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* p. 30.

Isolepis tristachya R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 222; KUNTH *Enum. pl.* II p. 208; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 418.

Fimbristylis barbata Benth. *Fl. Austral.* VII (1878) p. 321.

Rég. V : Lutété, 1,800-2,000 pieds, 20 févr. 1888 (Hens sér. A n° 380); Zambi, mai 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Afrique trop., Asie austr., Malaisie, Australie.

B. capillaris (L.) Nees in MART. *Fl. Brasil.* II, 1 (1842) p. 81 in obs.; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 612.

Scirpus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 49 pr. p.

Isolepis — Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 118; KUNTH *Enum. pl.* II p. 211 (conf. etiam p. 205).

DISTRIB. : Amérique bor. et austr.

Obs. Le type n'a pas été observé en Afrique.

— — var. **trifida** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 612.

Isolepis trifida Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 213 (conf. etiam p. 205).

Bulbostylis — Nees in MART. *Fl. Brasil.* II, 1 (1842) p. 213.

Fimbristylis capillacea Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 111; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 153.

Scirpus gracillimus Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-1870) p. 761.

Rég. III : pays des Bangala, 5 juin 1888 (Hens sér. C n° 154.

Rég. V : N'Tombi (Lutété), 500 m. env., 27 mars 1888 (Hens sér. A n° 298).

DISTRIB. : Afrique trop. occid., Abyssinie, Asie trop. contin., Malaisie, Australie.

B. cardiocarpa (Ridl.) Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 612.

Fimbristylis — Ridl. (non F. Müll.) in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 154.

Rég. III : Stanley-Pool (Callewaert).

DISTRIB. : Angola, Bas-Zambèze, Cafrerie.

B. filamentosa (Vahl) Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 613.

Scirpus — Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 262; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 30; BOECK. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 747 (syn. et pl. Amer. excl.) et in *Flora* (1879) p. 563.
Isolepis — Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 113; KUNTH *Enum. pl.* II p. 210 (conf. etiam p. 205).
Fimbristylis collina Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 154.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. n° 3516).
Rég. III : Stanley-Pool (Demeuse).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTR. : Sierra-Leone, Bas-Niger, Angola, pays des Djur.

B. laniceps Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 614 (nom. nud.). — Culmis apice fere glabris, monocephalis; foliis capillaribus; capitulo stellato-globoso, denso, inter spiculas brunneo-lanato; stylo 3-fido; nuce parvâ, angustius obovoideâ, fere triquetrâ, levi, fusco-brunneâ.

Culmi dense cæspitosi, 3-4 dm. longi, fere teretes, apice glabri aut tenuiter ciliato-pilosi. Folia minute sparse pilosula; vaginæ in ore barbatæ. Capitulum 7 mm. in diam., 20-stachyum. Spiculæ lanceolatæ, 6-10-floræ. Glumæ ovatæ mucronatæ, ferrugineæ, pilosæ, apicem versus sæpe albo-ciliatæ. — *B. filamentosæ* Kunth affinis.

Rég. III : Lukolela, 2 mai 1888 (Hens sér. C n° 163), Stanley-Pool, 2 mai 1889 (Hens sér. B n° 347).

Distrib. : Sierra-Leone, Grand-Bassa, Ile Corisco.

B. puberula (Poir.) Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V (1895) p. 615.

Scirpus — Poir. *Encycl. méth. Bot.* VI (1804) p. 767; Boeck. in *Linnæa* XXXVI (1869-70) p. 767.

Isolepis — Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 213 (conf. etiam p. 205); Steud. *Syn. pl. glum.* II p. 103.

S. Thouarsii Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 135.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); Lutété, 20 févr. 1888 (Hens sér. A n° 242).

Distrib. : Madagascar, Réunion; Kameroun (var.).

459. SCIRPUS L.

† **S. Buettnerianus** Boeck. *Cyper. novæ* I (1888) p. 20; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 619.

Rég. V : Tondoa, nov. 1882 (Büttn. n°s 4 et 5).

460. FUIRENA Rottb.

F. chlorocarpa Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 159; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 645.

Rég. III : Stanley-Pool, 20 août 1888 (Hens sér. B n° 373).

Distrib. : Angola, Abyssinie, pays des Pondo, Transvaal, Natal, Madagascar.

F. umbellata Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 19 (i. e. t. 18 altera) fig. 3; Vahl *Enum. pl.* II p. 383; Kunth *Enum. pl.* II p. 185; Boeck. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 545 et in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 110; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 422; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 648.

F. paniculata L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 105.
F. pentagona Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 42; Kunth *loc. cit.* II p. 185.
F. canescens Steud. (non Vahl) *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 128.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith n° 324); N'Tombi, 25 fév. 1888 (Hens sér. A n° 198).

Distrib. : Toute l'Afrique trop. contin. et insul., Asie austr., Malaisie, Australie, Amérique trop.

461. LIPOCARPHA R. Br.

L. argentea (Vahl) R. Br. in Tuckey *Congo Exped.* append. (1818) p. 459; Kunth *Enum. pl.* II p. 266; Boeck. in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 114 (exempl. Americ. excl.); Bak. *Fl. of Maurit.* p. 422; Ridl. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 163; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 649.

Hypælyptum — Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 283.
Hypolytrum — Spreng. *Syst. veget.* I (1825) p. 232.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); rivière N'Tombi (Lutété),

500-700 m., 22 févr. 1888 (Hens sér. A nº 254).

Distrib. : Afrique trop. et austr., Asie austr., Malaisie, Australie.

462. RYNCHOSPORA Vahl.

R. aurea Vahl *Enum. pl.* II (1806) p. 229; P. Beauv. *Fl. d'Oware* II p. 39 t. 81 fig. 2; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 653.

Scirpus corymbosus L. *Amœn. acad.* IV (1759) p. 68 t. 21 fig. 1 et *Sp. pl.* ed. 2 p. 76.
S. surinamensis Rottb. *Descr. et icon. pl.* (1773) p. 68 t. 21 fig. 1.
R. subulirostris Steud. *Syn. pl. glum.* II (1855) p. 149.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. nº 3495).
Rég. III : Stanley-Pool, 14 juill. 1888 (Hens sér. B nº 44).
Rég. V : Bas-Congo, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Asie austr., Malaisie, Polynésie; Afrique trop. et austro-or., Amérique trop. et austr.

Obs. M. Fern. Demeuse a récolté cette espèce à Brazzaville (Congo français).

463. HYPOLYTRUM L. C. Rich.

H. africanum Nees in *Linnæa* IX (1834) p. 288; Boeck. in *Linnæa* XXXVII (1871) p. 125; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 666.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith, Demeuse nº 412).

Distrib. : Sierra-Leone, Bas-Niger.

464. SCLERIA Berg.

S. Barteri Boeck. in *Linnæa* XXXVIII (1874) p. 504; Clarke in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 669.

S. reflexa Benth. (non H. B. et K.) in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 555.

Congo (Demeuse n° 101).

DISTRIB. : Lagos, Bas-Niger, Fernando-Po, Gabon.

S. melanomphala Kunth *Enum. pl.* II (1837) p. 345; BOECK. in *Linnæa* XXXVIII (1871) p. 476; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 171; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 672.

Le type n'a pas été observé au Congo.

DISTRIB. : Afrique trop. et austr.

— — var. **macrantha** Clarke in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V (1894) p. 672.

S. macrantha Boeck. in *Flora* (1879) p. 572 (neque in *Flora* [1859] p. 647).

Rég. III : Stanley-Pool (Hens n° 67).

DISTR. : Madagascar, pays des Niamniam, Bas-Zambèze, Natal.

S. ovuligera Nees in *Linnæa* IX (1834) p. 303; BOECK. in *Linnæa* XXXVIII (1874) p. 497; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 673.

S. Flagellum Benth. (non Sw.) in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 555; RIDL. in *Trans. Linn. Soc.* ser. 2, II (1884) p. 171.

S. Naumanniana Boeck. in ENGL. *Bot. Jahrb.* V (1884) p. 9.

Rég. V : N'Tombi, 27 févr. 1888 (Hens sér. A n°s 152 et 249); marais de Sicia, mai 1893 (Dupuis n° 34).

DISTRIB. : Afrique trop. occid.

S. racemosa Poir. *Encycl. méth. Bot.* VII (1806) p. 6; KUNTH *Enum. pl.* II p. 344; BOECK. in *Linnæa* XXXVIII (1874)

p. 522; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 169 t. 111; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 674.

Ophryoscleria racemosa Nees in MART. *Fl. Brasil.* II, 1 (1842) p. 183.

Congo (Burton).
Rég. V : Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique austr. et trop. contin. et insul.

S. verrucosa Willd. *Sp. pl.* IV (1805) p. 313; SCHUMACH. *Beskr. Guin. Pl.* p. 403; KUNTH *Enum. pl.* II p. 344; BOECK. in *Linnæa* XXXVIII (1874) p. 523; CLARKE in DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 675.

Rég. III : Stanley-Pool (Johnston).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTRIB. : Sierra-Leone, Lagos, Kameroun.

GRAMINACEÆ.

465. ZEA L.

Z. Mays L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1378; A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 357; KUNTH *Enum. pl.* I p. 19, suppl. p. 15; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 9; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 15; DOELL in MART. *Fl. Brasil.* II, 2 p. 30 t. 11; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 693.

Cultivé partout dans l'État Indépendant du Congo.

DISTRIB. : Vraisembl. origin. de l'Amérique centr.

466. IMPERATA Cyrillo.

I. cylindrica (L.) P. Beauv. *Agrostogr.* (1812) p. 5 t. 5 fig. 1; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 44; BALL *Spicil. fl. Marocc.* p. 734; BOISS. *Fl. Or.* V p. 452; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 693.

Lagurus cylindrica L. *Syst. nat.* ed. 10, II (1759) p. 878.
I. arundinacea Cyrillo *Pl. rar. Neap.* fasc. II (1792) p. 27 t. 11; KUNTH *Enum. pl.* I p. 477; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 405; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 92.

Le type n'a pas encore été trouvé au Congo.

DISTR. : Europe mérid., Asie occid. et centr., Canaries, Afrique bor., Socotra.

I. cylindrica var. **Thunbergii** Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 94; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 693.

Saccharum Thunbergii Retz. *Obs. bot.* V (1789) p. 17.
Imperata — P. Beauv. in ROEM. et SCHULT. *Syst. veget.* II (1817) p. 289; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 405; NEES *Fl. Afr. austr.* p. 89.

Congo (Demeuse).
Rég. V : Lutété, 27 févr. 1888 (Hens sér. A n° 271).

DISTRIB. : Afrique trop. occid.; colonie du Cap; pays des Bongo.

467. MANISURIS Sw.

M. granularis (L.) L. f. *Nov. gram. gen.* (1779) p. 37 fig. 1-7; ROXB. *Pl. Coromand.* t. 118; DOELL in MART. *Fl. Brasil.* II, 2 p. 330 t. 46; KUNTH *Enum. pl.* I p. 700; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 314; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 700.

Cenchrus — L. *Mant. pl.* II (1771) app. p. 575.
M. polystachya P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 24 t. 14.

Rég. V : Lukungu, 5 janv. 1888 (Hens sér. A n° 219).

DISTRIB. : Asie, Afrique et Amérique trop. et subtrop.

468. RHYTACHNE Desv.

R. congoensis Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 377; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 700.

Jardinea — Franch. in litt. ex HACK. *loc. cit.*

Congo (Demeuse).

Rég. V : Boma, 13 déc. 1887 (Hens sér. A n° 323) (form. *polystachya* Hack.).

DISTRIB. : Congo français.

R. gabonensis (Steud.) Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 276.

Jardinea — Steud. in *Flora* (1850) p. 229 et *Syn. pl. glum.* I p. 360 pr. p.

Rég. V : N'Tombi (Lutété), 26 févr. 1888 (Hens sér. A n° 310).

DISTRIB. : Gabon.

469. ELIONURUS Humb. et Bonpl.

E. argenteus Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 95; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 330; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 702.

Andropogon tenuifolius Steud. *Syn. pl. glum.* I (1885) p. 365.

Rég. V : Rienzi-Lutété, 20 mars 1888 (Hens sér. A n° 285).

DISTRIB. : Bassin du Zambèze? (var. *genuinus* Hack.), Abyssinie (var. *cæspitosus* Hack.).

Obs. La plante du Congo appartient à la première de ces variétés.

470. TRACHYPOGON Nees.

T. polymorphus Hack. in MART. *Fl. Brasil.* II, 3 (1883) p. 263 et in DC. *Monog. phan.* VI p. 323; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 701.

DISTRIB. : Espèce collective présentant une douzaine de formes habitant presque toutes l'Amérique bor. et austr. trop. et subtrop.

— — var. **Montufari** Hack. *loc. cit.* VI (1889) p. 325.

— — — subvar. **capensis** Hack. *loc. cit.* VI (1889) p. 326.

Stipa capensis Thunb. *Prodr. pl. Cap.* (1794) p. 19 et *Fl. Capens.* ed. 1, I p. 401; ed. Schult. p. 106. *Trachypogon* — Trin. in *Mém. Acad. Pétersb.* sér. 6, II (1833) p. 257; NEES *Fl. Afr. austr.* p. 100.

Rég. V : Lutété, 10 févr. 1888 (Hens sér. A n° 222).

DISTRIB. : Colonie du Cap.

471. ANDROPOGON L.

A. appendiculatus Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 105; HACK. in DC. *Monog. phan.* VII p. 437; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 706.

Rég. III : Stanley-Pool, 20 avril 1888 (Hens sér. A n° 319 pr. p.).

DISTRIB. : Colonie du Cap (var. *genuinus* Hack., *serrulatus* Nees et *Thunbergii* Hack.).

Obs. La plante du Congo appartient à la première de ces variétés.

A. apricus Trin. in *Mém. Acad. Pétersb.* sér. 6, IV (1836) p. 83 (sens. ampl.); HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 357; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 706.

Rég. III : Stanley-Pool, 20 avril 1888 (Hens sér. B n° 319 pr. p.).

Rég. V : Lutété, 2 avril 1888 (Hens sér. A n° 290).

Distr. : Bas-Niger (var. *africanus* Hack.), Amérique trop. (var. *genuinus* Hack.), Inde or. (var. *indicus* Hack.).

Obs. La plante du Congo appartient à la var. *africanus* Hack.

A. **brevifolius** Sw. *Prodr. veget. Ind. Occid.* (1788) p. 26 et *Fl. Ind. Occid.* I p. 209; Kunth *Révis. Gramin.* II t. 196; Hack. in DC. *Monog. phan.* VI p. 364; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 707.

Pollinia — Spreng. *Pugill. pl. nov.* II (1815) p. 13.
A. debilis Kunth *Enum. pl.* I (1833) p. 488.

Rég. III : Lisha, 29 avril 1888 (Hens sér. C n° 171).

Distrib. : La var. *genuinus* croît dans l'Asie et l'Amérique trop., à Madagascar et aux îles Comores. D'autres variétés se rencontrent en Abyssinie, en Australie et dans la Colombie.

A. **bracteatus** Willd. *Sp. pl.* IV (1805) p. 914; Hack. in Mart. *Fl. Brasil.* II, 3 p. 279 t. 64 et in DC. *Monog. phan.* VI p. 643.

Anthistiria Humboldtii Nees *Agrostogr. Brasil.* (1829) p. 369.
Cymbopogon — Spreng. *Pugill. pl. nov.* II (1815) p. 15.

Rég. V : Lukungu, 9 août 1888 (Hens sér. A n° 188).

Distrib. : Amérique trop.

A. **diplandrus** Hack. in *Flora* (1885) p. 123 et in DC. *Monog. phan.* VI p. 627; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 710.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Pays des Djur et des Bongo, Angola.

A. **familiaris** Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 385; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 636; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 711.

Rég. V : Lutété, 11 févr. 1888 (Hens sér. A n° 225).

DISTRIB. : Guinée, Loango.

A. **finitimus** Hochst. in SCHIMP. *Pl. Abyss.* sect. 3 n° 1797; A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 465; BAK. *Fl. of Maurit.* p. 446; OLIV. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 177; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 637; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 712.

Hyparrhenia — Anderss. in SCHWEINF. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 300.

Congo (Demeuse n° 477).

DISTRIB. : Inde; Afrique orient., pays des Gallabat, îles Mascareignes.

A. **intermedius** R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 202; BENTH. *Fl. Austral.* VII p. 531; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 485; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 715.

DISTRIB. : Sous diverses formes cette espèce est répandue dans l'Asie et l'Australie trop. et subtrop.

— — var. **punctatus** Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 175.

A. punctatus Roxb. *Fl. Ind.* (ed. Carey) I (1832) p. 264.

— — — subvar. **glaber** Hack. *loc. cit.* VI (1889) p. 715; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 715.

A. glaber Roxb. *Hort. Bengal.* (1814) p. 7 et *Fl. Ind.* I p. 271.

Anatherum glaber Schult. *Mant. pl.* II (1824) p. 446.

Rég. V : Tondoa, nov. 1884 (Büttn. n° 570).

Distr. : Asie trop. et subtrop., Guinée, colonie du Cap.

* **A. lepidus** Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 113; Hack. in DC. *Monog. phan.* VI p. 624; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 715.

Pays des Niamniam (Schweinf. n° 3058).

Obs. La plante de Schweinfurth appartient, d'après Hackel, à la var. *genuinus* subvar. *typicus*. Sous diverses formes, cette espèce est largement disséminée dans l'Afrique austro-or. et trop. orient.

A. Schimperi Hochst. in Schimp. *Pl. Abyss.* sect. 1 (1840) n° 408; A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 466; Hack. in DC. *Monog. phan.* VI p. 623; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 721.

Hyparrhenia — Anderss. in Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 300.

A. Dregeanus Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 112.

Rég. V : Bas-Congo, août 1893 (Laurent).

Distrib. : Abyssinie, Usambara, colonie du Cap.

A. Schoenanthus L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1045 (sens. ampl.); Hack. in DC. *Monog. phan.* VI p. 609; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 722.

Distrib. : Cette espèce présente plusieurs sous-espèces et variétés et sous ces formes elle croît dans l'Asie trop., l'Afrique trop. et austr. et l'Australie trop. (Brésil, indig. ?).

— — subsp. **densiflorus** Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 611; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 722.

Rég. V : Lutété, 24 févr. 1888 (Hens sér. A n° 248).

Distrib. : Sénégal, Gabon, Angola; (Brésil ?).

A. Sorghum Brot. *Fl. Lusit.* I (1804) p. 86 (sens. ampl.); A. RICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 470; KOERN. et WERN. *Handb. d. Getreideb.* I p. 294; HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 500.

?*Holcus Dochna* Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 174.

DISTRIB. : Espèce présentant une multitude de sous-espèces et de variétés et largement cultivée dans tous les pays chauds.

— — var. **effusus** Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 503; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 724.

Sorghum halepense Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 88.

Congo (Demeuse).
Bassin du Tanganika (Boehm n° 101).

DISTRIB. : Afrique trop. et austr., Maurice, Madagascar.

— — var. **halepensis** Hack. *loc. cit.* VI (1889) p. 502; DURAND et SCHINZ *loc. cit.* V p. 724.

Holcus halepensis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1047.
Blumenbachia — Koel. *Descr. gramin.* (1802) p. 29.
Sorghum — Pers. *Syn. pl.* I (1805) p. 101; WEBB et BERTH. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 428; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 46.
Andropogon — Brot. *Fl. Lusit.* I (1804) p. 109 (sens. strict.).

Rég. III : pays des Bangala, 13 mai 1891 (Demeuse n° 243).

DISTRIB. : Europe et Afrique Médit., Canaries, Madère, Asie occid., centr. et orient., Amérique bor. trop. et subtrop., Antilles.

A. squarrosus L. f. *Suppl. pl.* (1781) p. 433 (sens. ampl.); HACK. in DC. *Monog. phan.* VI p. 544; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 726.

Distrib. : La var. *genuinus* Hack. croît à l'île Maurice, dans l'Asie trop., aux Antilles et au Brésil; la var. *chrysopogonoides* Hack. à l'île Maurice.

A. **squarrosus** var. **nigritanus** Hack. in DC. *Monog. phan.* VI (1889) p. 727; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 727.

A. nigritanus Benth. in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 573.

Rég. III : Lukolela, 2 mai 1888 (Hens sér. C n° 173).

Distr. : Sénégal, Bas-Niger, pays des Djur et des Bongo.

472. ANTHEPHORA Schreb.

* A. **elegans** Schreb. *Beschreib. d. Gräser* III (1810) t. 44; Doell in Mart. *Fl. Brasil.* II, 2 p. 313; Kunth *Enum. pl.* I p. 139, suppl. p. 123; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 111; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 732.

Tripsacum hermaphroditum L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1373; Lam. *Pl. bot. Encycl.* III t. 750 fig. 2.

Congo, 1892 (Demeuse).

Rég. V : Bas-Congo, dans la brousse, sept. 1893 (Laurent); Boma, 12 déc. 1887 (Hens sér. A n° 203).

Distrib. : Cette graminée de l'Amérique trop. est aussi naturalisée au Sénégal et en Abyssinie.

473. PEROTIS Aiton.

P. **latifolia** Ait. *Hort. Kew.* ed. 1, I (1789) p. 85; Kunth *Révis. Gramin.* I p. 357 t. 92 et *Enum. pl.* I p. 470, suppl. p. 380; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 186; Anderss. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 561; Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 176; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 734.

A. Sorghum Brot. *Fl.* :
A. RICH. *Tent. fl. Aby*
d. Getreideb. I p. 29

? *Holcus Dochna*

DISTRIB. : Espèce
espèces et de va
les pays chauds.

— — var. **effusus**
p. 503; DURAND et S

Sorghum halep

Congo (Demeuse
Bassin du Tanga

DISTRIB. : Afriq

— — var. **halepe**
DURAND et SCHINZ

Holcus hale
Blumenbach
Sorghum –
et BERTH
DURIEU
Andropog
strict.).

Rég. III :
n° 243).

DISTRIB. :
Asie
et sul

A. squarro
HACK. in
Consp. fl.

...ens n° 208).

...Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 567).

...Asie, Afrique et Australie trop.

475. ISACHNE R. Br.

... Hack. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* ...) p. 69; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V

...Demeuse).

..., Gabon.

476. PANICUM L.

...**ichum** Anderss. in PETERS *Reise n. Mossamb.* ...) p. 548; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V

...V : Lutété, 10 févr. 1888 (Hens sér. A n° 209); ...kungu, 5 sept. 1888 (Hens sér. A n° 273).

...RIB. : Zanzibar, Mozambique, Bas-Zambèze.

...**nthum** Hochst. in *Flora* (1841) I, Intell. p. 19; ...ICH. *Tent. fl. Abyss.* II p. 363; WALP. *Ann. bot.* III ...5; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 63; OLIV. in *Trans.* ...*n. Soc.* XXIX (1885) p. 170 t. 112*a* fig. 1 (var. *lati-*...*um* Oliv.); DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 742.

Rég. V : Lutété, 10 févr. 1888 (Hens sér. A n° 214).

DISTRIB. : Unyoro; Abyssinie.

...**us-galli** L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 56; WEBB et BERTH. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 382; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 28; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 47; DURAND et SCHINZ *Consp. ... Afric.* V p. 744.

Echinochloa Crus-galli P. Beauv. in Roem. et Schult. *Syst. veget.* II (1817) p. 478.

Oplismenus — Dmrt. *Agrostogr. Belg.* (1823) p. 138; Kunth *Revis. Gram.* I p. 44 et *Enum. pl.* I p. 143.

Rég. III : pays des Bangala, 2 juill. 1888 (Hens sér. C nº 394).

Rég. V : Bas-Congo (Demeuse, Laurent nºs 9 et 107); Sicia, mai 1893 (Dupuis nº 38).

Distrib. : Plante cosmopolite.

P. Crus-galli var.? **polystachyum** Munro mss. ex Aschers. et Schweinf. *Illustr. fl. Égypte* (1887) p. 159; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 745.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf. nºs 3497 et 3790).

Distrib. : Égypte.

P. diagonale Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 23; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 40; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 746.

P. densiglume Hochst. in Schimp. *Pl. Abyss.* nº 97; A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 370.

Le type, qui croît en Abyssinie et dans la colonie du Cap, n'a pas encore été trouvé au Congo.

— — var. **uniglume** Hack. in Engl. *Hochgebirgsfl. trop. Afr.* (1892) p. 117; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 747.

P. uniglume Hochst. in Schimp. *Pl. Abyss.* sect. 1 nº 97; A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 372; Walp. *Ann. bot.* III p. 767.

Congo (Demeuse nº 161).

Distrib. : Abyssinie, pays des Niamniam et des Bongo.

P. distichophyllum Trin. *De gramin. Panic.* (1826) p. 147 et *Gram. icon. et descr.* II t. 182; Kunth *Enum. pl.* I p. 90; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 57; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 747.

P. cartilagineum Nees in Mart. *Fl. Brasil.* ed. 1, II (1820) p. 112.

Congo (Hens nº 215).

Distrib. : Guinée, Brésil.

P. indutum Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 64; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 751.

Congo (Demeuse nº 220).

Distrib. : Gabon.

P. maximum Jacq. *Icon. pl. rar.* I (1781) t. 13; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 72; Bak. *Fl. of Mauril.* p. 436; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 753.

P. jumentorum Pers. *Syn. pl.* I (1805) p. 83; Kunth *Enum. pl.* I p. 101; A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II p. 373; Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 546.

Rég. III : pays des Bangala, 15 mars 1891 (Demeuse).

Distrib. : Afghanistan, Inde, Afrique trop. et subtrop., Amérique trop. Espèce largement cultivée et naturalisée sur beaucoup de points.

P. nigritanum Hack. mss. in Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 756.

Rég. III : Stanley-Pool, janv. 1886 (Büttn. nº 559).

Distrib. : Bas-Niger.

P. ovalifolium Poir. *Encycl. méth. Bot.* XII (1816) p. 279; P. Beauv. *Fl. d'Oware* II p. 79 t. 110 fig. 1; Kunth *Enum.*

pl. I p. 113; HOOK. *Niger Fl.* p. 561; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afr.* V p. 758.

Rég. III : Msuata, oct. 1885 (Büttn. n° 557).

Rég. V : N'Tombi (Lutété), 4 mars 1888 (Hens sér. A n° 270).

DISTRIB. : Guinée, Madagascar.

P. plicatum Lam. *Illustr. genr. Encycl.* I (1791) p. 171; TRIN. *Gram. icon. et descr.* II t. 233; SCHRANK *Pl. rar. Hort. Monac.* t. 19; KUNTH *Enum. pl.* I p. 94; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 64; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 759.

DISTRIB. : Le type de cette espèce, qui est répandue dans la région tropicale du monde entier, n'a pas encore été trouvé au Congo.

— — var. **costatum** Bak. *Fl. of Maurit.* (1877) p. 436.

P. costatum Roxb. *Fl. Ind.* I (1830) p. 415; KUNTH *Enum. pl.* I p. 93; C. MÜLL. in WALP. *Ann. bot.* VI p. 947.

P. Thouarsianum Nees in STEUD. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 62.

Congo (Demeuse).

DISTRIB. : Rég. trop. du monde entier.

P. sanguinale L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 57; *Engl. Bot.* (1801) t. 849; *Fl. Dan.* (1768) t. 388; KUNTH *Enum. pl.* I p. 82; COSS. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 35; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 39; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 761.

Digitaria — Scop. *Fl. Carniol.* ed. 2, I (1772) p. 52; WEBB et BERTH. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 385.

Rég. III : pays des Bangala, mai 1891 (Demeuse n° 345).

Rég. V : Sicia, mai 1893 (Dupuis n° 29).

DISTRIB. : Europe, Asie, Afrique et Amérique.

P. sanguinale var. **cognatum** Hack. in *Bull. Herb. Boiss.* II, append. II (1894) p. 18; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 763.

P. horizontale Nees (non G. F. W. Mey.) *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 26.

Rég. III : Msuata, nov. 1885 (Büttn. n° 558).

DISTRIB. : Sénégal, Bas-Niger, Sennaar, Abyssinie, colonie du Cap.

477. TRICHOLÆNA Schrad.

T. rosea Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 16; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 770.

Panicum — Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 92.

Congo (Demeuse n° 102).

DISTRIB. : colonie du Cap, Mozambique, Nyassaland.

T. sphacelata Benth. in HOOK. *Niger Fl.* (1849) p. 559; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 770.

Saccharum — Walp. *Ann. bot.* III (1853) p. 793.
Panicum — Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 92.

Congo (Demeuse).

DISTRIB. : Guinée.

478. OPLISMENUS P. Beauv.

A. africanus P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 15 t. 67 fig. 1; KUNTH *Enum. pl.* I p. 141; DIETR. *Syn. pl.* I p. 287; NEES *Fl. Afr. austr.* p. 60; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 771.

Panicum — Poir. *Encycl. méth. Bot.* XII (1816) p. 275.

Rég. III : Lisha, 23 avril 1888 (Hens sér. C n° 151).

Distrib. : Guinée, colonie du Cap.

Obs. Hackel (in sched.) rapporte avec doute à l'*O. compositus* P. Beauv. le n° 157 de la collection Hens.

479. SETARIA P. Beauv.

S. aurea Hochst. in Schimp. *Pl. Abyss.* n° 409; Walp. *Ann. bot.* III p. 721; Engl. *Hochgebirgsfl. trop. Afr.* p. 121; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 772.

Pennisetum — A. Rich. *Tent. fl. Abyss.* II (1851) p. 378.

Panicum chrysanthum Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 50.

Rég. III : Lukolela, 2 mai 1888 (Hens sér. C n° 145); Stanley-Pool, oct. 1885 (Büttn. n° 566).

Rég. V : N'Tombi (Lutété), 20 févr. 1888 (Hens sér. A n° 257); Kutadi, mai 1893 (Dupuis).

Distrib. : Abyssinie, Unyoro, Bahr-el-Ghazal.

S. glauca (L.) P. Beauv. *Essai Agrostogr.* (1812) p. 51; Roem. et Schult. *Syst. veget.* II p. 490; Kunth *Enum. pl.* I p. 149, suppl. p. 106; Webb et Berth. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 381; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 773.

Panicum — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 56; Host *Gramin. Austr.* II t. 16; Trin. *Gram. icon. et descr.* II t. 195; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 50.

Rég. I : Katanga (Descamps).

Rég. V : brousse à Boma, 12 déc. 1887 (Hens sér. A n° 357), nov. 1893 (Laurent n° 6).

Distrib. : Plante cosmopolite.

480. PENNISETUM Pers.

P. Benthami Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 105; Oliv. in *Trans. Linn. Soc.* XXIX (1875) p. 172; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 777.

P. macrostachyum Benth. (non Trin.) in Hook. *Niger Fl.* (1849) p. 563; Walp. *Ann. bot.* III p. 723.

Rég. III : pays des Bangala, mai 1892 (Demeuse n° 242).

Distr. : Fernando-Po, Guinée, Bahr-el-Ghazal, Ukereve, Madi.

P. purpurascens (Schrad.) Anderss. in Peters *Reise nach Mossamb.* II (1864) p. 522; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 783.

Gymnotrix — Schrad. in *Gött. Gel. Anz.* (1821) III p. 2072; Kunth *Enum. pl.* I p. 159; Nees in *Linnæa* VII (1832) p. 277 et *Fl. Afr. austr.* p. 68.

P. alopecuroides Steud. in *Flora* (1829) p. 472 et *Syn. pl. glum.* I p. 103.

Rég. V : Boma, juin 1893 (Dupuis n° 31).

Distrib. : Colonie du Cap.

† **P. reversum** Hack. ex Büttn. in *Verhandl. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 68.

Rég. IV : Muene Putu Kassongo, juill. 1885 (Büttn. n° 564).

P. setosum (Sw.) A. Rich. in Pers. *Syn. pl.* I (1805) p. 72; Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* p. 302; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 441; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 784.

Cenchrus — Sw. *Fl. Ind. Occid.* I (1797) p. 211.

P. purpurascens H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* I (1815) p. 113; Kunth *Enum. pl.* I p. 160, suppl. p. 114; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 106.

Congo (Hens n° 97).

DISTRIB. : Originaire de l'Amérique trop. et naturalisé dans le Sennaar et aux îles Seychelles.

P. spicatum (L.) Koern. in KOERN. et WERN. *Handb. d. Getreideb.* I (1885) p. 284; SCHWEINF. in *Bull. Herb. Boiss.* II, append. 2, p. 25; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 784.

Holcus — L. *Syst. nat.* ed. 10 (1759) p. 1305.
Penicillaria — Willd. *Enum. pl. hort. Berol.* (1809) p. 1031; P. BEAUV. *Essai Agrostogr.* t. 13 fig. 3; KUNTH *Enum. pl.* I p 160, suppl. p. 120; Coss. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 41.
Pennisetum typhoideum A. Rich. in PERS. *Syn. pl.* I (1805) p. 72; DELILE *Fl. d'Égypte* p. 17 t. 8 fig. 3; BOISS. *Fl. Or.* V p. 447.

Rég. V : Zambi, mai 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Arabie, Égypte, Nubie, Kordofan, Abyssinie. Espèce largement cultivée.

P. unisetum (Nees) Benth. in *Journ. Linn. Soc.* XIX (1881) p. 47 et 49; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 786.

Gymnotrix — Nees *Fl. Afr. austr.* (1841) p. 66.
Beckera — Steud. *Syn. pl. glum.* I (1885) p. 118.

Rég. V : Lutété, 2 avril 1888 (Hens sér. A n° 291).

DISTRIB. : Abyssinie, Natal.

481. OLYRA L.

O. brevifolia Schumach. in SCHUMACH. et THONN. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 402.

Congo (Demeuse n° 116).
Rég. III : Lisha, 28 avril 1888 (Hens sér. C n° 107).
Rég. V : forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Guinée.

482. LEERSIA Sw.

L. hexandra Sw. *Prodr. veget. Ind. Occid.* (1788) p. 21; KUNTH *Enum. pl.* I p. 5; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 2; Coss. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 18; BATT. et TRAB. *Fl. de l'Algér.* (monoc.) p. 39; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 789.

Rég. V : N'Tombi (Lutété), 22 févr. 1888 (Hens sér. A nº 253).

DISTRIB. : Afrique bor., Afrique et Amérique trop.

483. SPOROBOLUS R. Br.

S. Molleri Hack. in *Bolet. Soc. Brot.* V (1887) p. 213; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 822.

Rég. V : Lukungu, 11 janv. 1888 (Hens sér. A nº 212).

DISTRIB. : São Thomé.

484. CYNODON Pers.

C. Dactylon (L.) Pers. *Syn. pl.* I (1805) p. 85; KUNTH *Enum. pl.* I p. 259, suppl. p. 203; Coss. et DURIEU *Expl. scient. Algér.* II p. 84; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 212; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 856.

Panicum — *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 58.

Rég. V : Boma, nov. 1893 (Laurent nº 1).

DISTRIB. : Europe occid. (indig.?) et mérid., Asie trop., Afrique bor. trop. et austr., Amérique bor. et austr., Australie.

485. CHLORIS Sw.

C. Gayana Kunth *Révis. Gramin.* I (1829) p. 89, II p. 293 t. 58 et *Enum. pl.* I p. 267, suppl. p. 216; Nees *Fl. Afr. austr.* p. 240; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 207; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 861.

Congo (Demeuse).

Distrib. : Sénégal, Haut-Nil, Abyssinie, colonie du Cap.

486. DACTYLOCTENIUM Willd.

D. ægyptium (L.) Willd. *Enum. pl. hort. Berol.* (1809) p. 1029; Kunth *Enum. pl.* I p. 261; Coss. et Durieu *Expl. scient. Algér.* II p. 85; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 212; Boiss. *Fl. Or.* V p. 171; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 868.

Cynosurus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 72.
Eleusine ægyptiaca Desf. *Fl. Atlant.* I (1798) p. 85.
E. cruciata Lam. *Pl. bot. Encycl.* I (1791) t. 48 fig. 2.

Rég. V : Lutété, 17 mars 1888 (Hens sér. A n° 354), Kutadi, 1893 (Dupuis).

Distrib. : Égypte, Abyssinie, Sennaar, Kordofan, Madagascar, Guyane.

487. ELEUSINE Gaertn.

E. indica (L.) Gaertn. *De fruct. et semin.* I (1797) p. 8 ; Trin. *Gram. icon. et descr.* I t. 71; Kunth *Enum. pl.* I p. 272; Nees *Fl. Afr. austr.* I p. 250; Webb et Berth. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 396; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 211; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 866.

Cynosurus — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 72.

Rég. V : Boma, 13 déc. 1887 (Hens sér. A n° 204), nov. 1893 (Laurent n°s 7 et 11).

Distrib. : Rég. trop. et subtrop. du monde entier.

E. verticillata Roxb. *Fl. Ind.* I (1820) p. 346; Schweinf. in *Bull. Herb. Boiss.* II, append. 2 p. 35; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 867.

Leptochloa? — Kunth *Révis. Gramin.* I (1829) p. 91 et *Enum. pl.* I p. 272.

Rég. V : Zambi, mai 1893 (Dupuis n° 6).

Distrib. : Socotra, Abyssinie, Inde.

488. ELYTROPHORUS P. Beauv.

E. articulatus P. Beauv. *Essai Agrostogr.* (1812) p. 67 t. 14 fig. 2; Kunth *Révis. Gramin.* II p. 481 t. 154 et *Enum. pl.* I p. 391, suppl. p. 325; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 301; Benth. *Fl. Austral.* VII p. 638; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 873.

Echinalysium — Kunth *Enum. pl.* I (1833) p. 391.

Congo (Johnston).

Distrib. : Sénégal, Nubie, Malabar, Coromandel, Australie.

489. ERAGROSTIS P. Beauv.

E. Chapellieri (Kunth) Nees *Fl. Afr. austr.* I (1841) p. 392; Anderss. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 560; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 271; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 881.

Poa — Kunth *Révis. Gramin.* II (1829?) p. 543 t. 186 et *Enum. pl.* II p. 336, suppl. p. 293.

Rég. V : Lutété, 20 févr. 1888 (Hens sér. A n° 223).

Distrib. : Mozambique, Madagascar.

E. ciliaris (L.) Link *Hort. bot. Berol.* I (1827) p. 192; Nees *Fl. Afr. austr.* p. 413; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 265; Anderss. in Peters *Reise n. Mossamb.* II p. 548; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 884.

Poa — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 102; Jacq. *Icon. pl. rar.* I (1781) t. 18; Kunth *Enum. pl.* II p. 337; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 450; Boiss. *Fl. Or.* V p. 582.

Rég. V : Lukungu, 14 janv. 1888 (Hens sér. A n° 213).

Distrib. : Inde, Afrique trop. et austr., Amérique trop. et subtrop., Australie.

E. fascicularis Trin. in *Mém. Acad. Pétersb.* sér. 6, I (1831) p. 405; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 269; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 883.

Poa — Kunth *Enum. pl.* I (1833) p. 389.

« Congo » (fide Kunth).

E. multiflora (Forsk.) Aschers. et Schweinf. *Beitr. Fl. Aethiop.* (1867) p. 297 et 310; Richt. *Pl. Europ.* I p. 73; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 885.

Poa — Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 21.
Briza Eragrostis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 70.
E. major Host *Gramin. Austr.* IV (1809) t. 24.
Poa megastachya Koel. *Descr. Gramin.* (1802) p. 181; Kunth *Enum. pl.* I p. 333; Bak. *Fl. of Maur.* p. 380.
Eragrostis — Link *Hort. bot. Berol.* I (1827) p. 185; Boiss. *Fl. Or.* V p. 580.

Rég. V : Boma, juin 1893 (Dupuis n° 32).

Distrib. : Plante cosmopolite.

E. nutans (Retz.) Roxb. *Fl. Ind.* (1820) p. 337; Steud. *Syn. pl. glum.* I p. 264; Bak. *Fl. of Maurit.* p. 583; Boiss. *Fl. Or.* V p. 583; Durand et Schinz *Consp. fl. Afric.* V p. 886.

Poa nutans Retz. *Observ. bot.* IV (1786) p. 19; KUNTH *Enum. pl.* I p. 332.

Congo (Johnston).

DISTRIB. : Égypte, Haut-Nil, Maurice, Inde.

490. CENTOTHECA Desv.

C. mucronata (P. Beauv.) Benth. in BENTH. et HOOK. *Gen. pl.* III (1883) p. 1190; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 898.

Poa — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 5 t. 4; KUTNH *Enum. pl.* I p. 334.
Megastachya — P. Beauv. *Essai Agrostogr.* (1812) p. 74; ROEM. et SCHULT. *Syst. veget.* II p. 593.

Rég. V : Bas-Congo (Demeuse).

DISTRIB. : Oware.

C. owariensis (P. Beauv.) Hack. in sched.

Eragrostis — Steud. *Syn. pl. glum.* I (1855) p. 269; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 887.
Megastachya — P. Beauv. fide Steud. *loc. cit.*
E. beninensis Steud. *Nomencl. bot.* ed. 2, I (1840) p. 562.

Rég. V : Kinchassa, 20 juill. 1888 (Hens sér. B nº 102); forêts du Mayombé, sept. 1893 (Dupuis).

DISTRIB. : Bénin.

491. STREPTOGYNE P. Beauv.

S. crinita P. Beauv. *Essai Agrostogr.* (1812) p. 80 t. 16 fig. 1; LAM. *Pl. bot. Encycl.* III t. 912; KUNTH *Enum. pl.* I p. 427; STEUD. *Syn. pl. glum.* I p. 339; DOELL in MART.

Fl. Brasil. II, 3 p. 171 t. 46; DURAND et SCHINZ *Consp. fl. Afric.* V p. 899.

Rég. III : Lisha, 28 avril 1888 (Hens sér. C n° 156).

DISTRIB. : Rég. trop. du monde entier.

Obs. La grande tribu des *Bambuseæ* n'a pas encore de représentant connu dans l'État Indépendant, mais il est plus que probable que l'on en découvrira. A Brazzaville il en existe un genre monotype, l'*Atractocarpa olyræformis* Franch. (*Bull. Soc. Linn. Paris* [1887] p. 675).

ACOTYLEDONES VASCULARES.

GLEICHENIACEÆ.

492. GLEICHENIA Sm.

G. dichotoma (Thunb.) Hook. *Sp. Fil.* I (1846) p. 12; BEDDOME *Ferns South. India* p. 25 t. 74; BENTH. *Fl. Hongkong.* p. 442; KUHN *Fil. Afric.* p. 167; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 15.

Polypodium — Thunb. *Fl. Japon.* (1784) p. 338 t. 37.
Mertensia — Willd. in *Act. Acad. Holm.* (1804) p. 167; SCHKUHR *Farnkr.* t. 148.
G. Hermanni R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 16.

Rég. I : Mukangai (affluent du Lovoi), 28 juin 1891 (Descamps).

Rég. V : assez commun dans le Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Rég. trop. et subtrop. du monde entier.

POLYPODIACEÆ.

493. ALSOPHILA R. Br.

A. æthiopica Welw. mss. ex Hook. et Bak. *Syn. Fil.* (1863) p. 44; Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 160.

Rég. V : Muschinukai R.; Mushinakiaboio C., 3 sept. 1893 (Laurent).

Distr. : Afrique trop. occid. (Curror), Angola, Comores.

Obs. Le genre *Cyathea* est aussi représenté au Congo. Le 4 juillet 1891, le capitaine Descamps a récolté dans la vallée du Lomami, à 6° 26′ 45″, une espèce rapportée avec doute par M. Christ au *C. camerooniana* Hook.

494. DICKSONIA L'Hérit.

D. rubiginosa Kaulf. *Enum. Fil.* (1824) p. 227; Presl *Tent. Pteridogr.* p. 136; Hook. *Sp. Fil.* I p. 79 t. 27a; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 53.

Sitolobium — J. Smith in Hook. *Lond. Journ. of Bot.* I (1842) p. 434.

Dennstaedtia — T. Moore *Ind. Fil.* (1857) p. [illegible].

Rég. V : Mayombé, 1893 (Laurent).

Distrib. : Amérique trop. (Antilles et du Mexique au Pérou), Maurice, Réunion.

495. DAVALLIA Sm.

D. denticulata (Burm.) Metten. mss. ex Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 157.

Adiantum — Burm. *Fl. Ind.* [illegible] p. [illegible].

D. elegans Sw. in Schrad. *Journ. f. d. Bot.* [illegible], II p. 87 et *Syn. Fil.* p. 132 et [illegible]; Hook. *Sp. Fil.* I p. 166 t. 55a; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. [illegible].

Congo (Johnston).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop. et subtrop.

D. chærophylloides (Poir.) Kunze in *Bot. Zeit.* VIII (1850) p. 86.

Trichomanes — Poir. *Encycl. méth. Bot.* VIII (1806) p. 80.
D. denticulata Metten. var. *intermedia* Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 158.
D. nitidula Kunze in *Linnæa* X (1836) p. 545 et *Die Farnkr.* p. 77 t. 37 fig. 2; Hook. *Sp. Fil.* I p. 165 t. 44 fig. A; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 97.

Rég. V : commun dans la région de la Vu'nga, 4 nov. 1893 (Laurent).

Distrib. : Angola, Natal.

D. Speluncæ (L.) Bak. mss. ex Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 159 et in Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 100.

Polypodium — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1093; Schkuhr *Farnkr.* t. 26 *d, e, c.*
Microlepia — Moore *Ind. Fil.* (1857) p. xciii; Kuhn *Fil. Afric.* p. 159.
M. polypodioides Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 125; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 15.
Davallia — Don *Prodr. fl. Nepal.* (1825) p. 10; Hook. *Sp. Fil.* I p. 181.
Dicksonia — Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 137 et 356.

Rég. III : Équateurville, 3 mai 1888 (Hens sér. C nº 144).
Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie, Afrique et Australie trop. et subtrop., Amérique trop.

496. ADIANTUM L.

A. æthiopicum L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1560; Hook. *Sp. Fil.* II p. 37 t. 77A; *Fl. Nov. Zel.* II p. 21; *Handb. New Zeal.* p. 360 et *Fl. Tasm.* II p. 137; Bedd. *Ferns South. Ind.* p. 2 t. 5; Ettingsh. *Die Farnkr. d. Jetztwelt* p. 78 t. 41 fig. 11 et 17 et t. 44 fig. 6; Kuhn *Fil. Afric.* p. 62; Benth. *Fl. Austral.* VII p. 724; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 123.

Rég. IV : Lusambo, 1891 (Descamps).

Distrib. : Espagne, Asie, Afrique, Australie et Amérique trop. et subtrop.

A. Capillus-Veneris L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1096; *Engl. Bot.* (1806) t. 1564; *Brit. Ferns* t. 41; Gren. et Godr. *Fl. de Fr.* III p. 640; Hook. *Sp. Fil.* II p. 36; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 123.

Rég. I : Katanga (Cornet, Briart).

Distrib. : Europe, Asie, Afrique, Amérique, Polynésie.

A. caudatum L. *Mant. pl.* II (1771) p. 308; Sw. *Syn. Fil.* p. 192; Schkuhr *Farnkr.* t. 117; Hook. *Exot. Fl.* t. 104 et *Sp. Fil.* II p. 13; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 115.

A. caudatum L. var. *hirsutum* Mett. ex Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 63.

A. hirsutum Bory *Voy. îles mers d'Afrique* I (1804) p. 198.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie occid., mérid. et or., Afrique trop. et austr.; îles du Cap-Vert.

A. lunulatum Burm. *Fl. Ind.* (1768) p. 235; Presl *Reliq. Haenk.* I p. 62; Hook. et Grev. *Icon. Fil.* I t. 104; Hook. *Sp. Fil.* II p. 11; Benth. *Fl. Hongkong.* p. 446; Bedd.

Ferns South. Ind. I t. 1; KUHN *Fil. Afric.* p. 65; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 114.

Rég. IV : Lusambo, 1891 (Descamps).

DISTRIB. : Asie mérid. et or.; Afrique trop. et îles du Cap-Vert; Amérique et Australie trop.

A. **tetraphyllum** Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 141; KLOTZSCH in *Linnæa* XVIII (1845) p. 551; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 120.

A. prionophyllum H. B. et K. *Nov. gen. et sp. pl.* 1 (1815) p. 20; HOOK. *Sp. Fil.* II p. 22.

Congo (Demeuse n° 384).
Rég. III : Lukolela, 2 mai 1888 (Hens sér. A n° 195 et sér. C n° 144).
Rég. V : bord de la Lulu, juill. 1893 (Dupuis), forêt à Zenze, sept. 1893 (Laurent), Mayombé (Soyaux n° 137).

DISTRIB. : Amérique trop. (du Mexique et des Antilles au Brésil); Afrique trop. occid.

Obs. Kuhn (*Fil. Afric.* p. 66) fait de la plante d'Afrique l'*A. tetraphyllum* Willd. var. *obtusum* Metten. mss. (*Ad. Vogelii* Metten.).

497. CHEILANTHES Sw.

C. **Kirkii** Hook. *Second Cent. of Ferns* (1860) t. 81; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 132.

Rég. I : Lubi C., 1891 (Descamps).

DISTRIB. : Angola, Bas-Zambèze.

Obs. Kuhn (*Fil. Afric.* p. 88) réunissait cette espèce au *Pteris Pohliana* Presl.

498. PELLÆA Link.

P. calomelanos (Sw.) Link *Sp. Fil. Hort. Berol.* (1841) p. 61; Hook. *Sp. Fil.* II p. 140; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 151.

Pteris — Sw. in Schrad. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 70 et *Syn. Fil.* p. 106.
Allosurus — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 153; *Bot. Mag.* (1853) t. 4700.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique trop. et austr., Réunion, Himalaya.

Obs. Kuhn (*Fil. Afric.* p. 81) adoptait pour cette espèce le nom de *Pteris hastata* Thunb. *Prodr. pl. Cap.* (1792) p. 172.

P. consobrina Hook. *Sp. Fil.* II (1858) p. 145 t. 117A; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 150.

Pteris — Kunze in *Linnæa* X (1836) p. 526.
Pteris quadripinnata Forsk. *Fl. Ægypt.-Arab.* (1775) p. 186.
Cheilanthes — Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 74.

Congo (Johnston).

Distrib. : Afrique austr. et trop. contin. et insul.

P. geraniifolia (Raddi) Fée *Genera Fil.* (1850-52) p. 132; Hook. *Sp. Fil.* II p. 132; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 146.

Pteris — Raddi *Fil. Brasil.* I (1825) p. 46 t. 67; Hook. *Icon. pl.* (1854) t. 915; Bedd. *Ferns South. Ind.* p. 13 t. 17.
Pteris Pohliana Presl *Delic. Prag.* I (1822) p. 181 et *Tent. Pteridogr.* p. 145; Kuhn *Fil. Afric.* p. 88.

Congo (Johnston).

Distrib. : Asie subtrop. et trop., Afrique et Amérique trop.

P. pectiniformis Bak. in Hook. et Bak. *Syn. Fil.* (1863) p. 147.

Pteris — Godet ex Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 87.

Rég. I : montagnes de Nzilo (Katanga) (Briart).

Distrib. : Iles Mascareignes, Natal, Angola.

499. PTERIS L.

P. aquilina L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1075; *Engl. Bot.* (1806) t 1679; Gren. et Godr. *Fl. de Fr.* III p. 659; Hook. *Sp. Fil.* II p. 196; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 162.

Rég. III : Stanley-Pool, 2 mai 1888 (Hens sér. B n° 29).
Rég. V : Mussukukunda, juill. 1893 (Dupuis).

Distrib. : Europe, Asie et Amérique bor. En Afrique le type paraît rare.

— — var. **lanuginosa** Hook. *Sp. Fil.* II (1858) p. 196; Kuhn *Fil. Afric.* p. 76.

P. lanuginosa Bory in Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 403; Kaulf. *Enum. Fil.* p. 189; Kunze in *Linnæa* X (1836) p. 527.
Allosurus — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 154.

Congo (Johnston).
Rég. I : Katanga (Descamps).
Rég. V : terres défrichées dans la brousse, 8 août 1893 (Laurent).

Distrib. : Europe bor., Asie, Afrique et Amérique trop. et subtrop.

P. aquilina var. **caudata** Hook. *Sp. Fil.* II (1858) p. 198; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 190.

P. caudata L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1075; Willd. *Sp. pl.* V p. 401; Griseb. *Fl. Brit. Ind.* p. 670; Kuhn *Fil. Afric.* p. 78.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Amérique trop.

P. atrovirens Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 385; Spreng. *Syst. veget.* IV p. 74; Hook. *Sp. Fil.* II p. 205; Kuhn *Fil. Afric.* p. 77; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 77.

P. spinulifera Schumach. *Beskr. Guin. Pl.* (1827) p. 459; Hook. *loc. cit.* II p. 221.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith); bords de la Lukungu, 20 sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : De l'Angola à Sierra-Leone.

P. biaurita L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1534; Hook. *Sp. Fil.* II p. 204; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 164; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 44.

Campteria — Hook. *Gen. Fil.* (1842) t. 65 A; Bedd. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 116.

Rég. V : la Lulu, juill. 1893 (Dupuis); Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Asie, Afrique et Amérique trop.

Obs. La plante du Mayombé constitue une variété nouvelle, hispide (var. *hispida* Christ).

P. cretica L. *Mant. pl.* (1767) p. 130; Schkuhr *Farnkr.* t. 90; Hook. *Sp. Fil.* II p. 154; Kuhn *Fil. Afric.* p. 79; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 154; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 34.

Congo (Johnston).

Distrib. : Europe mérid., Asie occid., mérid. et orient., Afrique trop. et austr., Floride, Mexique, Guatemala.

P. Curreri Hook. *Sp. Fil.* II (1858) p. 232 t. 140; Kuhn *Fil. Afric.* p. 79; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 168.

Congo (Johnston, Hens n° 136, Demeuse n° 478).
Rég. I : Mankangai vers Lovoi, 28 juin 1891 (Descamps).

Distrib. : Fernando-Po, Bas-Niger, Baie des Éléphants.

P. longifolia L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1074; Jacq. *Hort. Schoenbr.* IV t. 399 et 400; Schkuhr *Farnkr.* t. 88; Webb et Berth. *Hist. nat. Canar.* III, 2 p. 450; Hook. *Sp. Fil.* II p. 157; Kuhn *Fil. Afric.* p. 83; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 153; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 33 et *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 106.

Congo (Johnston).

Distrib. : Rég. trop. et temp. chaudes du monde entier.

P. nemoralis Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 386 pr. p.; Spreng. *Syst. veget.* IV p. 74; Link *Enum. pl. Hort. Berol.* II p. 27; Mett. *Fil. Hort. Lips.* p. 57; Hook. *Sp. Fil.* II p. 202; Kuhn *Fil. Afric.* p. 86.

Campteria Rottleriana Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 147 t. 5 fig. 26.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Asie trop. et subtrop.; Sierra-Leone, Guinée, Réunion, Brésil, Guyane.

Obs. Hooker et Baker (*Syn. Fil.* ed. 2 p. 164) réunissent ce *Pteris* au *P. aurita* L.

P. quadriaurita Retz. *Observ. bot.* VI (1791) p. 38; Willd. *Sp. pl.* V p. 385; Agardh *Sp. gen. Pterid.* p. 24; Hook.

Sp. Fil. II p. 179 t. 134 B ; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 158 ; BEDD. *Ferns South. Ind.* t. 31.

P. nemoralis Hook. (non Willd.) *Gen. Fil.* (1842) t. 51 A.

Rég. I : Mukangai (affluent du Lovoi), 26 juin 1891 (Descamps) ; Katanga (Briart).
Rég. III : Stanley-Pool, 6 août 1888 (Hens sér. B n° 39).

DISTRIB. : Rég. trop. du monde entier.

500. CERATOPTERIS Brongn.

C. thalictroides (L.) Brongn. in *Bull. Soc. Philom. Paris* (1824) p. 184 cum icone ; HOOK. *Sp. Fil.* II p. 237 ; KUHN *Fil. Afric.* p. 166 ; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 174 ; BEDD. *Handb. Ferns South. Ind.* p. 123 t. 64.

Acrostichum — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1527 et *Fl. Zeylan.* n° 371 t. 4.
Pteris — Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 98 ; WILLD. *Sp. pl.* V p. 378.
P. cornuta P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 63 t. 38.

Congo : Luasi (ubi ?) nov. 1891 (Demeuse n° 527).
Rég. III : Lukolela, 5 mai 1888 (Hens sér. C n° 3).
Rég. V : Kinchassa, 10 juill. 1892 (Demeuse).

DISTRIB. : Asie, Afrique, Amérique et Australie trop.

501. WOODWARDIA Sm.

W. radicans (L.) J. Sm. in *Act. Acad. Taurin.* V (1791) p. 412 ; SCHKUHR *Farnkr.* p. 104 t. 112 ; HOOK. *Gen. Fil.* t. 17 et *Sp. Fil.* III p. 67 t. 72 fig. 7-9 ; KUHN *Fil. Afric.* p. 94 ; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 188 ; BEDD. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 135 t. 68.

Blechnum radicans L. *Mant. pl.* II (1771) p. 307; Lam. *Encycl. méth. Bot.* I p. 130.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith in *Herb. Banks*).

Distrib. : Europe mérid., Inde bor., Java, Californie, Mexique, Guatemala, Madère, Canaries, (Abyssinie?).

502. ASPLENUM L.

A. **caudatum** Forst. *Fl. Insul. Austral. prodr.* (1786) p. 80; Willd. *Sp. pl.* V p. 335; Schkuhr *Farnkr.* t. 77; Hook. *Sp. Fil.* III p. 152; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 209.

Rég. I : Mussima (Briart); Mukangai (affl. du Lovoi), 28 juin 1891 (Descamps).

Distrib. : Asie trop. insul., Inde, Comores, Angola, Ecuador, Brésil.

† A. (*Diplazium*) **crenato-serratum** J. É. Bomm. ex Bomm. et Christ in *Bull. Herb. Boiss.* IV (m. oct. 1896).

Rég. V : forêts humides du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

A. **emarginatum** P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 6 t. 61; Poir. *Encycl. méth. Bot.* X p. 504; Mett. *Asplen.* n° 24*b*; Hook. *Sp. Fil.* III p. 100 pr. p. et *Second Cent. of Ferns* t. 80; Kuhn *Fil. Afric.* p. 101; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 200.

Rég. V : forêts des bords de la Lukungu, 27 sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Guinée, Angola.

A. **formosum** Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 329; Schlecht. in *Linnæa* V (1830) p. 602; Spreng. *Syst. veget.* IV p. 85; Hook. *Fil. exot.* t. 10 et *Sp. Fil.* III p. 143; Kuhn *Fil.*

Afric. p. 103; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 210; BEDD. *Ferns South. Ind.* t. 136.

« Congo » (Herb. R. Brown).
Rég. IV : Lusambo, 1891 (Descamps).

DISTRIB. : Angola, Ceylan, Nilghiris, Amérique trop. (Cuba et du Mexique au Brésil et au Pérou).

† **A. Laurentii** J. É. Bomm. ex Bomm. et Christ in *Bull. Herb. Boiss.* IV (m. oct. 1896).

Rég. V : épiphyte sur un grand arbre à Vunga, 4 nov. 1893 (Laurent).

A. præmorsum Sw. *Prodr. veget. Ind. Occid.* (1788) p. 130; LOWE *Ferns* V t. 7; KUNZE in *Linnæa* X (1836) p. 519; KUHN *Fil. Afric.* p. 111.

A. furcatum Thunb. *Prodr. fl. Capens.* (1800) p. 172; SCHKUHR *Farnkr.* p. 73 t. 79; HOOK. *Sp. Fil.* III p. 165; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 214; BEDD. *Ferns South. Ind.* t. 144 et *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 157.

Congo (Johnston).
Rég. IV : Lusambo et Lubi, 1891 (Descamps).

DISTR. : Asie et Amérique trop., Afrique trop. et austr., Canaries.

A. proliferum Lam. *Encycl. méth. Bot.* II (1786) p. 307; METT. *Fil. Hort. Lips.* p. 74 t. XI.

Diplazium — Thou. *Fl. Trist. d'Acunha* (1811) p. 35.
A. decussatum Sw. in SCHRAD. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 51; HOOK. *Sp. Fil.* III p. 270; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 243.
Anisogonium — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 116 t. 4 fig. 13; HOOK. *Gen. Fil.* t. 56.

Rég. V : forêts des bords de la Lukungu, 23 sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Polynésie, Malaisie, Queensland, îles Mascareignes, Angola, Guinée.

A. **sinuatum** P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 33 t. 79 fig. 1; HOOK. *Fil. Exot.* t. 61; METT. *Asplen.* p. 88; HOOK. *Sp. Fil.* II p. 82; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 92.

Rég. V : Bas-Congo, 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. (de Bénin à l'Angola).

A. **sylvaticum** (Sw.) Presl *Reliq. Haenk.* I (1830) p. 42; METT. *Fil. Hort. Lips.* (1856) p. 74 et *Asplen.* n° 202; HOOK. *Sp. Fil.* III p. 248; BENTH. *Fl. Hongkong.* p. 452; ETTINGSH. *Die Farnkr. d. Jetztwelt* p. 150 t. 95 fig. 4; KUHN *Fil. Afric.* p. 116; BEDD. *Ferns South. Ind.* t. 161; BAK. *Syn. Fil.* ed. 2 p. 232.

Diplazium — Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 92; SCHKUHR *Farnkr.* p. 180 t. 85 *b*; BEDD. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 177.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

DISTR. : Maurice, Fernando-Po, Inde, Pénins. Malaise, Java, Bornéo, Samoa.

503. NEPHRODIUM Rich.

N. **athamanthicum** Hook. *Sp. Fil.* IV (1862) p. 125 t. 258; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 277.

Rég. I : Katanga (Briart).

DISTRIB. : De l'Afrique australe à Natal et à l'Angola.

N. (*Lastrea*) **Buchanani** Bak. in HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* ed. 2, append. (1874) p. 498.

Rég. V : commun dans le Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Natal, Réunion.

N. **conterminum** (Willd.) Desv. in *Mém. Soc. Linn.* VI (1827) p. 255; Hook. *Sp. Fil.* IV p. 91; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 258.

Aspidium — Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 249; Mett. *Aspid.* p. 78.
Polystichum — Gaudich. in Freycin. *Bot. Voy. autour du monde* (1826) p. 328.
Lastrea — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 75.

Rég. III : pays des Bangala, 5 juin 1888 (Hens sér. C n° 128).

Distrib. : Réunion, Amérique trop. (des Indes occid. et du Brésil au Pérou).

N. **molle** (Sw.) Desv. in *Mém. Soc. Linn. Paris* VI (1827) p. 258; R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 149; Hook. *Sp. Fil.* IV p. 67 pr. p.; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 293; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 84.

Aspidium — Sw. in Schrad. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 34 et *Syn. Fil.* (1806) p. 49; Willd. *Sp. pl.* V p. 246; Mett. *Aspid.* p. 103; Kuhn *Fil. Afric.* p. 136.
Polypodium — Jacq. *Collect. bot.* III (1789) p. 188 et *Icon. pl. rar.* III (1793) t. 640.

Congo (Johnston).
Rég. I : Haut-Lualaba (Cornet).

Distr. : Asie trop. et subtrop., Amérique trop., Afrique austr. et trop.; Madère, îles Açores et îles du Cap-Vert.

N. **pallidivenium** (Hook.) Bak. in Hook. et Bak. *Syn. Fil.* (1863) p. 290.

Polypodium — Hook. *Sp. Fil.* V (1864) p. 8.

Congo (Johnston).

Rég. V : forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Bas-Niger; lac Nyassa.

N. pennigerum (Bl.) Hook. *Sp. Fil.* IV (1862) p. 82; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 292; Bedd. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 277.

Aspidium — Bl. (non Sw.) *Enum. Fil. Javæ* (1830) p. 253.

Rég. V : forêts du Mayombé, juill. 1893 (Dupuis).

Distrib. : Asie trop., Afrique trop. occid., île Anjouan.

N. protensum (Afzel.) Nob.

Aspidium — Afzel. sec. Sw. in Schrad. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 36 et *Syn. Fil.* p. 51.
Lastrea — Moore *Ind. Fil.* (1857) p. 105.
A. subquinquefidum P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 34 t. 19; Mett. *Aspid.* n° 169 *b*.
Nephrodium — Hook. *Sp. Fil.* IV (1862) p. 130; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 281.
N. Vogelii Hook. *Second Cent. of Ferns* (1860) t. 21.

Rég. V : rivière N'Tombi, 20 mars 1888 (Hens sér. A n° 195).

Distr. : Amérique trop. (des Antilles au Brésil), Nossibé, Angola, Guinée, Sénégambie.

N. unitum (L.) R. Br. *Prodr. fl. N. Holl.* (1810) p. 148; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 289; Bedd. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 268.

Polypodium — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1548 pr. p.
N. propinquum R. Br. *loc. cit.* (1810) p. 148; Hook. *Sp. Fil.* IV (1862) p. 79; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 89.
Aspidium — Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 47.

Rég. I : montagnes de Nzilo au Katanga (Briart).

DISTRIB. : Asie, Afrique, Amérique et Océanie trop. et subtrop., Algérie.

504. SAGENIA Fée.

S gemmifera Fée *Gen. Fil.* (*Polypodiaceæ*) (1850-52) p. 343.

Rég. V : forêts de Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Madagascar.

505. NEPHROLEPIS Schott.

N. biserrata (Sw.) Schott *Gen. Fil.* (1834) sub t. 3; KUHN *Fil. Afric.* p. 155.

Aspidium — Sw. in SCHRAD. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 32 et *Syn. Fil.* p. 46; SCHKUHR *Farnkr.* (1809) p. 34 t. 33.

A. acutum Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 46; SCHKUHR *loc. cit.* p. 32 t. 31A.

Nephrolepis — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 75; HOOK. *Sp. Fil.* IV p. 153; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 301; BEDD. *Ferns South. Ind.* t. 94 et *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 284.

Rég. I : Mukangai (affluent du Lovoi), 28 juin 1891 (Descamps).

Rég. III : pays des Bangala, 19 juin 1888 (Hens sér. C n° 314).

DISTRIB. : Asie trop. et subtrop., Afrique trop.

N. cordifolia (L.) Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 79; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 300; BEDD. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 282 t. 144.

Polypodium — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1549.

Aspidium tuberosum Bory in WILLD. *Sp. pl.* V (1810) p. 234; SPRENG. *Syst. veget.* IV p. 78.

Nephrolepis — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 79; KUNZE in *Bot. Zeit.* VI (1848) p. 236; HOOK. *Sp. Fil.* IV p. 151 pr. p.; BEDD. *Ferns South. Ind.* t. 92.

Rég. I : Katanga (Briart); Mukangai (affl. du Lovoi), 1891 (Descamps).

Rég. IV : Lusambo, 1891 (Descamps).

DISTRIB. : Asie trop. et subtrop., Australie, Nouvelle-Zélande, Afrique trop.

N. punctulata (Sw.) Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 79; KUNZE in *Linnæa* IX (1834) p. 90 et XXI (1848) p. 229; GRISEB. *Fl. Brit. West Ind.* p. 688; KUHN *Fil. Afric.* p. 155.

Aspidium — Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 26 et 245.

DISTRIB. : Angola, Gabon, Oware.

— — var. **hirsuta** Mett. mss. ex Kuhn *Fil. Afric.* (1867) p. 156.

Aspidium guineense Schumach. in *K. Dansk. Vid. Afh.* IV (1828) p. 229.

Rég. V : forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Obs. Baker (*Syn. Fil.* ed. 2 p. 301) réunit ce *Nephrolepis* au *N. acuta* Presl.

N. ramosa (P. Beauv.) T. Moore *Ind. Fil.* (1857) p. 102; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 301.

Aspidium — P. Beauv. *Fl. d'Oware* II (1807) p. 54 t. 91.

N. obliterata Hook. *Sp. Fil.* IV (1862) p. 154.

Rég. V : bords de la Lukungu, 23 sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Malacca, Asie trop. insul., Australie, Afrique trop. occid., île Anjouan.

506. POLYPODIUM L.

* **P. Buettnerianum** Kuhn in *Verh. bot. Ver. Prov. Brandenb.* XXXI (1889) p. 68.

Sur la frontière mérid. du Bas-Congo à Kissulu (Büttn.).

P. cameroonianum (Hook.) Bak. in Hook. et Bak. *Syn. Fil.* (1874) p. 318.

Dictyopteris — Hook. *Sp. Fil.* V (1863) p. 104.
Aspidium — Mett. mss. ex Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 127.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Distrib. : Kameroun.

P. lycopodioides L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1083; Mett. *Fil. Hort. Lips.* p. 36 t. 25 fig. 4 et *Polypod.* n° 174; Lowe *Ferns* II t. 26; Griseb. *Fl. Brit. West Ind.* p. 702; Hook. *Sp. Fil.* V p. 34; Ettingsh. *Die Farnkr. d. Jetztwelt* p. 50 t. 33 fig. 4 et t. 35 fig. 1, 2, 6 et 7; Kuhn *Fil. Afric.* p. 149; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 357.

Pleopeltis — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 193.

Rég. V : Vunga, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique et Amérique trop.; îles Sandwich.

P. oppositifolium Hook. *Sp. Fil.* V (1863) p. 8 et in *Journ. Linn. Soc.* VII (1864) p. 235; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 316.

Phegopteris — Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 123.

Rég. V : forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. occid. (île Saint-Thomas).

P. Phymatodes L. *Mant. pl.* II (1771) p. 360; Burm. *Thesaur. Zeyl.* p. 196 t. 86; Schkuhr *Farnkr.* t. 8*d*, 9 et 19;

Mett. *Fil. Hort. Lips.* p. 36 t. 35 fig. 10-16; Lowe *Ferns* I t. 25; Hook. *Sp. Fil.* V p. 82; Kuhn *Fil. Afric.* p. 151; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 364.

Phymatodes vulgaris Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 196.

Congo (Demeuse).

Rég. III : pays des Bangala, 28 juin 1888 (Hens sér. C n° 123).

Rég. V : bords de la Luculla, sept. 1893 (Laurent).

Distr. : Asie trop. et subtrop. contin. et insul.; Afrique et Australie trop., Nouvelle-Zélande.

P. punctatum (L.) Sw. in Schrad. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 21; Kuhn *Fil. Afric.* p. 151.

Acrostichum — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1524.

P. irioides Lam. *Encycl. méth. Bot.* V (1804) p. 513; Blume *Fl. Javæ* (Filic.) p. 169 t. 77; Hook. et Grev. *Icon. Fil.* t. 125; Lowe *Ferns* I t. 42 A; Hook. *Sp. Fil.* V p. 67; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 364.

Phymatodes — Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 198.

Rég. V : espèce répandue surtout dans le Bas-Congo oriental (rég. de la Vunga), 3 nov. 1893 (Laurent); Mayombé, juill. 1893 (Dupuis).

Distrib. : Asie trop. contin. et insul., Afrique trop., Nouvelle-Galles du Sud.

P. quercifolium L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1087; Hook. *Sp. Fil.* V p. 96; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 367.

Drynaria — J. Smith in Hook. *Journ. of Bot.* (1841) p. 398.

Rég. V : répandu dans le Bas-Congo oriental (rég. de la Vunga), 500 m. alt., 3 nov. 1893 (Laurent).

Distrib. : Cette fougère de l'Asie subtrop. et trop. et du Queensland est nouvelle pour l'Afrique.

507. OLEANDRA Cav.

O. nodosa (Willd.) Presl *Tent. Pteridogr.* (1836) p. 78; Lowe *Ferns* VII t. 17; Hook. *Sp. Fil.* IV p. 157; Ettingsh. *Die Farnkr. d. Jetztwelt* p. 193 t. 129 fig. 4; Kuhn *Fil. Afric.* p. 145; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 303.

Aspidium — Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 211; Hook. *Exot. Fl.* II (1825) t. 117.
A. articulatum Schkuhr *Farnkr.* (1809) t. 27).

Congo (Demeuse).

Distrib. : Fernando-Po; Indes occid., Guyane.

508. NOTHOCHLÆNA R. Br.

N. Buchanani Bak. in Hook. et Bak. *Syn. Fil.* (1863) p. 373.

Rég. I : Katanga (Briart).

Distrib. : Natal.

509. ACROSTICHUM L.

A. aureum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1069; Sw. *Syn. Fil.* p. 13; Hook. *Sp. Fil.* V p. 266; Lowe *Ferns* VII t. 42; Bedd. *Ferns South. Ind.* p. 69 t. 204; Benth. *Fl. Hongkong.* p. 443; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 423.

Chrysodium — Mett. *Fil. Hort. Lips.* (1856) p. 21; Kuhn *Fil. Afric.* p. 50.
C. vulgare Fée *Hist. des Acrostich.* (1845) p. 97; Griseb. *Fl. Brit. West Ind.* p. 675.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith), marais à Banana, 8 août 1893 (Dupuis).

Distrib. : Asie, Afrique, Amérique et Australie trop. et subtrop.

A. **gaboonense** Hook. *Sp. Fil.* V (1864) p. 270; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 417.

Rég. V : bords de la Luculla, 1er sept. 1893.

Distrib. : Côte de Guinée; Angola.

A. **Heudelotii** (Bory) Hook. *Sp. Fil.* V (1864) p. 264; Bak. *Syn. Fil.* p. 422.

Gymnopteris — Bory in Fée *Hist. des Acrostich.* (1845) p. 84 t. 45 et *Gen. Fil.* p. 56.
Anapausia — Presl *Epimel. bot.* (1849) p. 187; Moore *Index Fil.* p. 63.
Chrysodium — Kuhn *Fil. Afric.* (1868) p. 51.

Rég. V : Bas-Congo (Hens sér. A n° 172).

Distrib. : Sénégambie, Sierra-Leone, Bas-Zambèze.

A. **salicinum** Hook. *Sp. Fil.* V (1864) p. 265; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 422.

Rég. V : bords de la Luculla, sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Sierra-Leone, Fernando-Po.

A. **tenuifolium** (Desv.) Bak. in Hook. et Bak. *Syn. Fil.* (1863) p. 412.

Lomaria — Desv. in *Berl. Mag.* V (1810) p. 326.
L. Meyeriana Kunze *Pl. acotyl. Afr. austr.* (1836) p. 29.
Acrostichum — Hook. *Sp. Fil.* V (1864) p. 250 et *Gard. Ferns* t. 16.

Rég. V : Banana, nov. 1893 (Laurent).

Distrib. : Natal; îles Mascareignes.

A. **viscosum** Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 10 et 193; Blume *Fl. Javæ* (Filic.) p. 27; Hook. *Sp. Fil.* V p. 220; Hook. et Grev. *Icon. Fil.* p. 64.

Elaphoglossum viscosum Schott *Gen. Fil.* (1834) sub t. 5; BEDD. *Ferns South. Ind.* p. 67 t. 196 et *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 420.

A. viscosum Sw. var. *salicifolium* Fée *Hist. des Acrostich.* (1845) p. 46 et *Gen. Fil.* p. 43; KUHN *Fil. Afric.* p. 49.

A. salicifolium Willd. in herb. ex Kaulf. *Enum. Fil.* (1824) p. 58; SPRENG. *Syst. veget.* IV p. 33.

Congo (Johnston).

DISTRIB. : Asie et Amérique trop. contin. et insul., Angola, Fernando-Po, Seychelles, îles Mascareignes.

510. PLATYCERIUM Desv.

P. Elephantotis Schweinf. in *Bot. Zeit.* (1871) p. 361.

Rég. II : pays des Monbouttou (Schweinf.).

P. Stemmaria (P. Beauv.) Desv. in *Mém. Soc. Linn.* VI (1827) p. 213; PRESL *Epimel. bot.* p. 154; LOWE *Ferns* VII t. 62; KUHN *Fil. Afric.* p. 58.

Acrostichum — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 2 t. 2.

P. æthiopicum Hook. *Gard. Ferns* (1862) t. 9 et *Sp. Fil.* V p. 283; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 425.

Rég. III : pays des Bangala, juill. 1888 (Hens sér. C n° 64).

Rég. V : CC. dans le Mayombé, sept. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Guinée, Angola.

OSMUNDACEÆ.

511. OSMUNDA L.

O. regalis L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1065; DESF. *Fl. Atlant.* II p. 399; BEDD. *Ferns South. Ind.* p. 26 t. 76; KUHN *Fil. Afric.* p. 173; HOOK. et BAK. *Syn. Fil.* p. 427.

Congo (Johnston).
Rég. I : Katanga (Briart).

DISTRIB. : Europe, Asie, Afrique bor., trop. et austr. et Amérique.

Obs. Johnston rapporte la plante du Congo à la var. *japonica* Milde (*O. japonica* Thunb.).

SCHIZÆACEÆ.

512. LYGODIUM Sw.

L. scandens (L.) Sw. in SCHRAD. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 106 et *Syn. Fil.* p. 152; ETTINGSH. *Die Farnkr. d. Jetztwelt* p. 236 t. 167 fig. 2, 4 et 10 et t. 169 fig. 3.

Ophioglossum — L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1063.

Rég. III : Stanley-Pool, 2 août 1888 (Hens sér. B n° 315).
Rég. V : CC. forêts du Mayombé, sept. 1893 (Laurent).
Rég. ? : M'Foa, févr. 1892 (Demeuse n° 112).

DISTR. : Asie subtrop. et trop. contin. et insul., Queensland, côte de Guinée.

L. Smithianum Presl *Suppl. Tent. Pteridogr.* (1845) p. 112; METT. ex KUHN *Fil. Afric.* p. 169.

Lygodium (sp.) R. Br. in CHR. SMITH *Voy. Congo*, append. (1818) p. 461.

Rég. V : Bas-Congo (C. Smith).

Obs. Hooker et Baker (*Syn. Fil.* ed. 2 p. 458) réunissent ce *Lygodium* au *L. pinnatifidum* Sw., espèce de l'Asie trop., de l'Australie bor. et de l'Angola.

L. volubile Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 152; Klotzsch in *Linnæa* (1844) p. 528; Sturm in Mart. *Fl. Brasil.* II, 2 p. 177; Bak. *Syn. Fil.* p. 438.

Hydroglossum — Willd. *Sp. pl.* V (1810) p. 78.
L. scandens Schkuhr (non Sw.) *Farnkr.* (1809) p. 138 t. 138.

Rég. V : bords du Tshiloango, 9 sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Amérique trop. (des Antilles au Brésil.

MARATTIACEÆ.

513. MARATTIA Smith.

M. fraxinea Smith *Icon. pict. ined.* (1790-93) t. 48; Bedd. *Ferns South. Ind.* t. 79; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 440; Bedd. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 460 t. 285.

Rég. V : Mushinukai, 30 août 1893 et Mushinakiaboio R., 3 sept. 1893 (Laurent).

Distrib. : Afrique trop. et austr., Asie et Australie trop.

OPHIOGLOSSACEÆ.

514. OPHIOGLOSSUM L.

O. vulgatum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1062; Hook. *Brit. Ferns* t. 45; Gren. et Godr. *Fl. de Fr.* III p. 625; Kuhn *Fil. Afric.* p. 180; Hook. et Bak. *Syn. Fil.* p. 445; Bedd. *Handb. Ferns Brit. Ind.* p. 464.

Congo (Johnston).

Distrib. : Europe, Asie, Afrique trop. et austr., Sainte-Hélène, Amérique bor. temp., Australie, Nouvelle-Zélande.

RHIZOCARPACEÆ.

515. AZOLLA Lam.

A. pinnata R. Br. in Flind. *Terr. Austr.* II, append. 3 (1814) p. 611 t. 10; Spreng. *Syst. veget.* IV p. 9; Griff. in *Calc. Journ.* V p. 257 t. 15-17; Mett. in *Linnæa* XX (1847) p. 273 t. 3 fig. 22-27; Kuhn *Fil. Afric.* p. 202; Benth. *Fl. Austral.* VII p. 679; Bak. *Fern Allies* p. 138.

Le type n'a été observé qu'en Australie.

— — var. **africana** Bak. *Fern Allies* (1887) p. 138.

A. africana Willd. mss. ex Desv. in *Mém. Soc. Linn.* VI (1827) p. 178; Mett. in *Linnæa* XX (1847) p. 274.
A. guineensis Schumach. in *K. Danske Vid. Afhand.* IV (1828) p. 236.

Rég. III : Stanley-Pool, juin 1888 (Hens sér. B n° 50).

Distrib. : Asie et Afrique trop.

516. MARSILEA L.

M. diffusa Leprieur ined. ex Al. Braun in *Flora* (1839) p. 300 et in *Monatsber. Berl. Acad.* (1863) p. 419; Milde *Fil. Europ.* p. 294; Kuhn *Fil. Afric.* p. 199; Bak. *Fern Allies* p. 141.

Congo (Johnston).

Distrib. : Toute l'Afrique trop.; Canaries, Algérie; îles Mascareignes.

LYCOPODIACEÆ.

517. LYCOPODIUM L.

L. cernuum L. *Sp. pl.* ed. 1 (1753) p. 1103; WILLD. *Sp. pl.* V p. 30; VELLOZO *Fl. Flumin.* XI t. 112; SPRENG. *Syst. veget.* IV p. 15; PRESL *Reliq. Haenk.* I p. 80; SPRING *Monog. Lycop.* I p. 79 et II p. 37; GRISEB. *Fl. Brit. West Ind.* p. 647; KUHN *Fil. Afric.* p. 183; BAK. *Fern Allies* p. 23.

Congo (Johnston).
Rég. IV : Lusambo, 28 juin 1891 (Descamps).
Rég. V : rivière N'Tombi, 20 mars 1888 (Hens sér. A nº 193); Mayombé, 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Cosmopolite dans la rég. trop.; en dehors : Japon, Açores, colonie du Cap, Nouvelle-Zélande, île Saint-Paul.

518. PSILOTUM Sw.

P. nudum Griseb. (L.) *Pl. Carib.* (1866?) p. 130.

Lycopodium — L. *Sp. pl.* ed. 2 (1763) p. 1564; LAM. *Encycl. méth. Bot.* III p. 649.

P. triquetrum Sw. in SCHRAD. *Journ. f. d. Bot.* (1800) II p. 109 et *Syn. Fil.* p. 187; SPRING *Monog. Lycop.* II p. 269; GRISEB. *Fl. Brit. West Ind.* p. 648; BENTH. *Fl. Hongkong.* p. 436; HOOK. et BAUER *Gen. Fil.* t. 87 et *Fil. Exot.* t. 63; KUHN *Fil. Afric.* p. 187; BAK. *Fern Allies* p. 80.

Rég. III : Stanley-Falls, nov. 1891 (Demeuse nº 386).

DISTRIB. : Rég. trop. des deux hémisphères; Floride, Japon, Nouvelle-Zélande.

SELAGINELLACEÆ.

519. SELAGINELLA Spring.

S. scandens (Sw.) Spring *Monog. Lycop.* II (1850) p. 192; KUHN *Fil. Afric.* p. 192; BAK. *Fern Allies* p. 93.

Lycopodium — Sw. *Syn. Fil.* (1806) p. 185; WILLD. *Sp. pl.* V p. 46; SPRENG. *Syst. veget.* IV p. 20; KUNZE *Farnkr.* t. 10.

Stachygynandrum — P. Beauv. *Fl. d'Oware* I (1804) p. 10 t. 7.

Rég. I : Katanga (Cornet).

Rég. III : pays des Bangala, 2 juin 1888 (Hens sér. C n° 143); Stanley-Pool, févr. 1891 (Demeuse).

Rég. V : CC. forêts du Mayombé et dans tout le Bas-Congo, juill. 1893 (Laurent).

DISTRIB. : Afrique trop. occid. (de la Sénégambie à l'Angola).

ERRATUM.

Pag. 125 lege CHRYSOBALANUS.

TABLE DES GENRES.

G

H

I

J

K

L

RECHERCHES

SUR

LES APTITUDES RÉACTIONNELLES

DES

DÉRIVÉS BROMÉS ORGANIQUES

PAR

Éd. BOURGEOIS

Présenté à la Classe des sciences dans la séance du 1er juin 1895.

INTRODUCTION.

Le travail que j'ai l'honneur de présenter à l'Académie, ainsi que toute une série d'autres que j'espère pouvoir successivement lui soumettre, ne constituent en quelque sorte qu'une préparation qualitative aux déterminations quantitatives que je compte effectuer aussitôt que les recherches préliminaires dont je vais exposer les premiers résultats, m'auront fourni toutes les indications nécessaires.

J'ai l'intention d'entreprendre l'étude comparée des vitesses réactionnelles des dérivés halogénés d'un grand nombre de substances organiques de compositions, de structures et de fonctions diverses : je veux ainsi essayer tout d'abord de fixer avec quelque rigueur l'influence qu'exercent sur la solidité d'attache du halogène la grandeur et la constitution du noyau carboné ainsi que la nature chimique et la position relative des autres atomes ou groupes atomiques qui y sont unis; mais de plus, j'espère qu'il me sera possible d'arriver par cette voie à jeter quelque lumière sur les relations qui doivent exister entre l'état statique des différents noyaux carbonés et leurs manifestations réactionnelles ainsi qu'à déterminer en fonction de l'énergie propre à l'atome de carbone l'état dynamique de ses différents agrégats.

On sait que l'étude des multiples transformations fonctionnelles que peuvent subir les molécules organiques sans éprouver de changement dans le nombre des atomes de carbone qu'elles renferment, y fait admettre l'existence de noyaux atomiques capables de traverser inaltérés la plupart des conflits

réactionnels et constituant en quelque sorte les charpentes solides des édifices moléculaires. Ces noyaux, formés d'ordinaire d'agrégats d'atomes de carbone (*noyaux homogènes*) auxquels parfois viennent se river étroitement d'autres éléments polyatomiques : oxygène, soufre, azote, etc. (*noyaux hétérogènes*), peuvent être considérés comme la partie essentielle des molécules organiques : ce sont eux, en effet, qui leur donnent leur caractère spécial et constituent pour ainsi dire les centres attractifs autour desquels se disposent d'autres éléments et s'effectuent les transformations et les échanges réactionnels.

Il faut reconnaître à ces noyaux fondamentaux une certaine énergie de combinaison, variant de l'un à l'autre en quantité et en modalité suivant la composition et surtout suivant la constitution de chacun d'eux; l'allure générale de leurs manifestations dynamiques les rend comparables aux atomes eux-mêmes; comme ceux-ci, ils sont doués d'une force attractive se manifestant sous deux modes bien distincts : l'affinité, qui détermine la nature et l'intensité de leurs aptitudes réactionnelles, et l'atomicité, qui fixe leur capacité de combinaison. Mais, de même que leur complexité ne permet pas de les regarder comme des ultimates matériels, de même la force attractive dont ils sont le siège ne peut être considérée comme force spéciale : elle n'est évidemment que la résultante actuellement disponible des forces des particules constituant l'agrégat lui-même. De sorte que la cause de la multitude des noyaux carbonés homogènes, par exemple, ainsi que la raison de leurs activités chimiques si différentes doivent se trouver uniquement dans l'atome de carbone lui-même, dans l'énergie qui lui est propre et dans la manière spéciale dont il peut la dépenser. Ainsi tous les noyaux fondamentaux homogènes qui, par leurs aptitudes réactionnelles, diffèrent parfois plus

essentiellement les uns des autres que ne le font les corps simples d'une même famille, ne sont que des états divers d'agrégation du seul et même élément carbone.

On peut idéalement concevoir qu'en s'unissant les uns aux autres pour constituer ces agrégats, les atomes de carbone épuisent une partie de leur aptitude combinative, mais qu'il reste au noyau une certaine quantité d'énergie disponible, qui variera en intensité et en modalité avec la composition et la structure du système constitué, c'est-à-dire avec son état statique. L'énergie employée à unir les atomes constituant le noyau, augmentée de l'énergie encore disponible qui détermine la force attractive de celui-ci, peut alors être considérée comme égale à la somme des énergies des particules constitutives.

Mais l'existence à l'état libre d'un carbone atomique tel que nous l'imaginons dans le méthane, ou d'un noyau C^6 tel que nous le supposons dans le benzène, n'est pas une réalité tangible : le carbone élémentaire que nous connaissons, qu'il soit diamant, graphite ou carbone amorphe, est constitué d'édifices moléculaires extraordinairement compliqués, dont l'inertie chimique est presque complète et que l'action combinée de nos plus énergiques agents physiques de décomposition ne peut dissocier en leurs constituants. On ne peut donc songer à déterminer directement l'affinité du carbone pour le carbone ou celle d'un agrégat carboné pour un nouvel atome de carbone ou pour un autre élément.

Peut-on y arriver indirectement? Il me semble qu'il doit être possible, non de résoudre complètement le problème, mais du moins d'établir quelques relations entre l'état statique d'un noyau et ses manifestations dynamiques, entre l'activité initiale de l'atome de carbone et l'énergie attractive de ses

agrégats. Or, dans l'état actuel de nos connaissances, je crois que seule une étude très étendue des vitesses de réaction peut donner quelques indications à ce sujet : aussi est-ce par cette voie que j'ai l'intention de m'essayer à la solution de cet intéressant, mais difficile problème. C'est pourquoi je veux tenter la détermination des vitesses avec lesquelles des dérivés bromés organiques très divers, placés dans des conditions comparables, effectuent la double décomposition en agissant sur un seul et même réactif, pris comme terme constant dans chacun des systèmes réactionnels considérés. Il serait actuellement inutile de développer les considérations qui m'ont déterminé à choisir cette réaction plutôt que toute autre : qu'il me suffise de dire que si vraiment on peut lui trouver une forme qui la rende pratiquement susceptible de mesures, j'estime que, mieux que les méthodes précédemment employées (éthérification des alcools, conductibilité électrique des acides organiques, etc), la saponification des dérivés halogénés permettra d'arriver à une connaissance plus exacte de l'état dynamique des composés organiques.

Mais me sera-t-il possible de trouver cette réaction rare qui doit être d'une application tout à fait générale et réunir à un degré suffisant toutes les conditions absolument exigées pour des déterminations quantitatives? Tel est le but des recherches préliminaires assez longues que j'ai entreprises et dont je commence aujourd'hui la relation en exposant les premiers résultats que m'a fournis l'examen des aptitudes réactionnelles des dérivés monobromés des hydrocarbures aromatiques.

RECHERCHES

SUR

LES APTITUDES RÉACTIONNELLES

DES

DÉRIVÉS BROMÉS ORGANIQUES

PREMIÈRE COMMUNICATION.

Action des dérivés monobromés des hydrocarbures aromatiques sur les mercaptates de plomb.

La grande stabilité des dérivés monohalogénés des hydrocarbures aromatiques dans lesquels l'atome de halogène est uni à l'anneau cyclique, l'inertie remarquable qu'ils opposent presque toujours à l'action substituante des agents chimiques les plus énergiques, l'impossibilité de soumettre à une étude quantitative les très rares réactions qu'ils peuvent péniblement réaliser, semblaient dès l'abord rendre impossible la détermination des vitesses réactionnelles de ces composés et soustraire ainsi presque entièrement à nos investigations le domaine si vaste et si important des noyaux cycliques.

Heureusement Krafft et moi (*) avions reconnu, il y a quelques années, que des dérivés monobromés aromatiques peuvent réagir sans trop de peine sur les sels de plomb des mercaptans pour donner des thioéthers.

En soumettant la marche de cette réaction à un examen minutieux, j'ai constaté que, dans un grand nombre de cas, la double décomposition s'effectue si nettement qu'elle conduit à des rendements pour ainsi dire théoriques et qu'elle se passe assez régulièrement au début pour que l'on puisse, sans ren-

(*) Krafft, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2368. — Krafft et Bourgeois, *ibid.*, 23, p. 3045. — Bourgeois, *ibid.*, 24, p. 2264.

contrer d'insurmontables difficultés pratiques, la soumettre à une étude quantitative.

Dans le but de m'assurer de la généralité de la réaction et en même temps de rechercher si certain mercaptate ne se prêtait pas mieux que d'autres à la double décomposition, j'ai fait porter comparativement mes essais sur un grand nombre de systèmes bromure-mercaptate. Dans la présente communication, je résumerai mes observations sur l'action de dérivés monobromés du benzène, du toluène, des xylènes, du mésitylène et de la naphtaline sur les sels de plomb de dix thiols qui sont les sulfhydrates de méthyle, d'éthyle, de propyle, d'isobutyle, d'isoamyle, de phényle, de p-crésyle, d'α et de β-naphtyle, enfin le bisulfhydrate de m-phénylène. Les dérivés monobromés employés, à l'exception du m-bromotoluène et du β-monobromonaphtène, ont tous été choisis parmi ceux qui s'obtiennent par l'action directe du brome sur les hydrocarbures : produits de substitution directe, ils répondent tous aux formes de structure les plus stables et par conséquent les moins aptes à faire la double décomposition. Le fait qu'ils peuvent, malgré cela, la réaliser aisément, est d'autant plus démonstratif et permet d'affirmer que leurs isomères, chez lesquels l'union du halogène au noyau doit être moins solide, puisqu'elle ne peut s'effectuer directement, seront à plus forte raison capables de réagir sur les mercaptates de plomb pour donner les thioéthers correspondants.

Je diviserai cette étude de l'action des dérivés monobromés aromatiques sur les mercaptates de plomb en deux parties bien distinctes; dans la première, ayant surtout en vue la possibilité de mesurer la vitesse de la réaction, j'indiquerai quelles sont les conditions que doivent remplir les réactifs et les précautions qu'il convient de prendre pour que la double décomposition s'effectue avec le plus de régularité; dans la seconde, purement descriptive, je donnerai la préparation et la description d'un assez grand nombre de sulfures aromatiques, presque tous nouveaux, obtenus au cours de ces recherches.

PREMIÈRE PARTIE.

Je n'exposerai pas en détail la marche de la double décomposition dans chacun des quarante systèmes bromure-mercaptate de plomb que j'ai spécialement étudiés. Il me suffira de décrire celle de l'un d'entre eux pris comme type pour donner une idée exacte de l'allure générale de la réaction; en signalant ensuite les perturbations qui peuvent venir la modifier et les causes de ces perturbations, il sera facile de formuler les conditions nécessaires pour assurer la marche régulière de la réaction.

Comment, par exemple, se comporte un mélange de phénylmercaptate de plomb et d'α-bromonaphtène, ces deux réactifs étant pris dans le rapport moléculaire déterminé par l'équation :

$$(C^6H^5S)^2Pb + 2BrC^{10}H^7 = PbBr^2 + 2C^6H^5 . S . C^{10}H^7 ?$$

Ce mélange forme une pâte épaisse, jaune-orange, qui, chauffée progressivement, se fonce en couleur et se transforme vers 170° en un liquide rouge, transparent, bien homogène. Celui-ci est vraisemblablement une simple dissolution du sel de plomb dans le bromure organique, car, refroidi immédiatement, il abandonne la totalité du mercaptate de plomb nullement modifié. Mais si, pendant quelque temps, on maintient cette dissolution à 180°, on voit se précipiter peu à peu de petites paillettes jaune verdâtre brillantes, répondant à la composition $(C^6H^5S)^2Pb.PbBr^2$: la formation de bromure de plomb prouve manifestement qu'à cette température de 180°, il y a double décomposition. Mais celle-ci est très lente, et pour l'accélérer, on peut, sans modifier la composition du précipité, élever la température jusqu'à 200°-205°. Moins facilement attaqué par le bromonaphtène que le mercaptate de plomb, le sulfo-bromure organo-métallique $(C^6H^5S)^2Pb.PbBr^2$ ne réagit à son tour que vers 225°.

Ainsi, dans l'action du bromure de naphtyle sur le sel de plomb du thiophénol, nous pouvons considérer trois phases distinctes : d'abord, dissolution du mercaptate dans le bromure organique ; en second lieu, réaction entre les réactifs, l'un liquide, l'autre dissous, conduisant à la formation de thioéther (50 % de la quantité totale théorique) et de sulfo-bromure organo-métallique insoluble ; enfin, attaque de celui-ci par le bromure organique restant :

I. $2(C^6H^5S)^2Pb + 2BrC^{10}H^7 = (C^6H^5S)^2Pb.PbBr^2 + C^6H^5.S.C^{10}H^7$;

II. $(C^6H^5S)^2Pb.PbBr^2 + 2BrC^{10}H^7 = 2PbBr^2 + C^6H^5.S.C^{10}H^7$.

Telle est la marche de la réaction, lorsqu'aucune cause perturbatrice n'intervient : voyons maintenant quelles actions secondaires peuvent se produire au cours de chacune des trois phases indiquées plus haut, et jusqu'à quel point elles influent sur le système réactionnel.

Première phase : *Dissolution.* — La dissolution préalable du mercaptate dans le dérivé bromé est de la plus haute importance. Elle n'empêche pas seulement que du sel de plomb, resté indissous, ne soit soustrait à toute action ultérieure par la couche de sulfobromure qui le recouvre peu à peu, mais elle assure à la réaction une marche régulière en rendant tout à fait intime le mélange des réactifs. Il faut donc que *la dissolution du mercaptate de plomb dans le bromure organique soit complète à une température inférieure à celle de la double décomposition.*

Les mercaptates de plomb de la formule générale $(RS)^2Pb$ se dissolvent à chaud plus ou moins facilement dans les dérivés monobromés des hydrocarbures aromatiques : ordinairement, les quantités de chacun des réactifs théoriquement exigées pour la réaction (une molécule de mercaptate pour deux de bromure) suffisent pour assurer la liquidité de la masse à une température inférieure à 175°. Certains sels de plomb cependant sont beaucoup moins solubles et demandent une proportion de bromure beaucoup plus grande : c'est ainsi qu'une

molécule de β-naphtylmercaptate de plomb a encore besoin pour se dissoudre à 185° de quatre molécules de dérivé bromé aromatique.

Quant aux dérivés bromés des hydrocarbures aromatiques, pris en quantités moléculairement égales, ils paraissent dissoudre sensiblement la même quantité d'un mercaptate donné.

DEUXIÈME PHASE : *Formation des sulfobromures* $(RS)^2Pb.PbBr^2$. — Au début de la réaction, les réactifs doivent donc former une masse liquide homogène ; si tout se passe normalement, le bromure de plomb qui prend naissance par double décomposition, s'unit au mercaptate encore inattaqué pour former un sulfobromure organo-plombique insoluble qui se précipite et ne réagit à son tour qu'à une température plus élevée : cette première phase pourra, si les conditions expérimentales sont favorables, s'effectuer *quantitativement* suivant l'équation générale :

$$\text{I.} \quad 2(RS)^2Pb + 2BrR' = (RS)^2Pb . PbBr^2 + R . S . R'.$$

Or, l'étude soigneuse que j'ai faite de la réaction m'a montré que la réalisation intégrale de l'équation (I) dépend de la nature chimique de R et est indépendante de celle de R' : c'est, en effet, dans la décomposabilité plus ou moins aisée du mercaptate de plomb sous l'action de la chaleur, qu'il faut chercher la raison d'être, soit de l'impossibilité de la double décomposition, soit des perturbations qu'elle peut éprouver.

Tous les dérivés bromés que j'ai employés à ces essais sont entrés en réaction entre 180° et 190°, quel que fût le sel de plomb de monothiol mis en œuvre : la stabilité moléculaire de ce sel ne paraît donc pas exercer une influence sensible sur la température nécessaire à la réalisation de la double décomposition; celle-ci ne commence que quand la force vive des molécules du bromure organique a atteint une certaine valeur et n'est nullement subordonnée à l'état de disgrégation moléculaire plus ou moins avancé du mercaptate. Il suit de là que

la réaction est irréalisable avec tous les mercaptates qui ne peuvent supporter une température de 180°-190°, puisqu'ils sont déjà détruits au moment où le dérivé bromé se trouve seulement en état de réagir ; j'ai de plus observé que des mercaptates plus stables, ne se décomposant que vers 220°, ne peuvent effectuer une réaction absolument régulière et quantitative, alors même que la température moyenne de la masse ne dépasse pas 185°-190° : cela provient, sans doute, de l'émission d'énergie qui se produit là où deux molécules de réactifs effectuent la double décomposition, énergie qui peut déterminer la complète dislocation de molécules voisines de mercaptate, lorsqu'elles ne présentent plus une stabilité suffisante.

La marche de la réaction ne sera donc tout à fait régulière durant cette première phase que si *le mercaptate de plomb ne se décompose pas lui-même sous l'action de la chaleur au-dessous de 220° environ.*

La conséquence pratique de cette nécessité est de rendre impropres à la réaction les sels de plomb de tous les monothiols aliphatiques actuellement connus; quant à ceux des monothiols aromatiques, ils peuvent tous être employés, leur stabilité étant suffisante, mais on prendra de préférence, pour l'étude quantitative de la marche de la réaction, le phénylmercaptate de plomb, qui ne commence à se décomposer que vers 260° : la stabilité plus grande de ce réactif nous assure davantage contre toute perturbation réactionnelle.

Quant aux sels de plomb des polythiols, de la thiorésorcine, par exemple, ils répondent à une forme structurale différente à laquelle correspond une stabilité plus considérable : les dérivés bromés aromatiques ne les attaquent qu'au-dessus de 300° et d'une manière si irrégulière que c'est à peine si on peut indiquer cette réaction comme un mode d'obtention des bisulfures correspondants.

Ainsi que je l'ai signalé plus haut, tous les dérivés bromés que j'ai étudiés sont entrés en réaction entre 180° et 190°. Il est intéressant de faire remarquer que les dérivés monobromés

aliphatiques, dont l'activité réactionnelle est considérée à juste titre comme incomparablement plus considérable que celle des composés similaires aromatiques, ne réagissent, eux aussi, sur les mercaptates de plomb qu'à des températures comprises entre 180° et 200°. Il est curieux de constater que la structure du noyau fondamental ainsi que l'existence, la nature et la position des chaînes latérales hydrocarbonées qui y sont fixées, bien qu'exerçant une action très marquée sur la vitesse avec laquelle s'effectue la substitution du brome, n'influent que d'une manière presque nulle sur la température nécessaire à la réalisation de cette substitution. On peut donc dire que dans le cas spécial de systèmes réactionnels formés d'un hydrocarbure monobromé et d'un mercaptate de plomb, il n'existe aucune différence vraiment essentielle dans la manière de se comporter des dérivés bromés, qu'ils appartiennent à la série grasse ou à la série aromatique : seule, la vitesse avec laquelle s'accomplit la substitution du halogène est très différente.

TROISIÈME PHASE : *Action des bromures aromatiques sur les sulfobromures organo-plombiques* $(RS)^2Pb.PbBr^2$. — Nous passons à l'examen rapide de la dernière phase de la réaction. Elle n'offre d'intérêt qu'au point de vue de la préparation des sulfures aromatiques à l'état de pureté et avec des rendements satisfaisants. Il ne peut, en effet, être question de déterminer la vitesse de la double décomposition dès qu'elle est entrée dans cette phase, l'action d'un réactif liquide sur un réactif solide dont on ne peut déterminer la surface de contact échappant, par son irrégularité, à toute mesure certaine. La réaction, du reste, devient plus laborieuse : soit que les sulfobromures possèdent une stabilité chimique réellement plus grande, soit que leur état d'agrégation les rende moins aptes à la réaction, ce n'est qu'avec plus de lenteur et de difficulté que les bromures aromatiques parviennent à les attaquer.

Pour obtenir une réaction suffisamment rapide, il faut élever la température jusqu'à 225°-230° et augmenter la masse active du bromure organique. Cette élévation de température a sou-

vent pour conséquence la décomposition du sulfobromure suivant l'équation :

$$(RS)^2Pb \,.\, PbBr^2 = PbBr^2 \,.\, PbS + R^2S,$$

action secondaire qui n'a pas seulement pour résultat de diminuer le rendement en sulfure cherché, mais encore de le souiller d'impuretés. On n'obtiendra donc une réaction convenable que si le sulfobromure ne se décompose qu'à une température sensiblement supérieure à celle nécessaire à son attaque par le bromure organique. L'expérience m'a montré qu'on arrive aux résultats les plus satisfaisants (96 °/₀ de la quantité théorique de sulfure pur) lorsque le sulfobromure n'est décomposé par la chaleur qu'au-dessus de 245°.

Conclusion. — Je crois pouvoir conclure de l'ensemble de mes observations que tous les dérivés monobromés du benzène, de la naphtaline et de leurs homologues sont aisément saponifiés par les sels de plomb des monothiols aromatiques. Cette action est surtout régulière et complète lorsqu'on a recours au phénylmercaptate de plomb, que sa stabilité relativement très grande préserve de l'action destructive de la chaleur.

Des deux phases réactionnelles que j'ai nettement constatées, la première seule peut être soumise à une étude quantitative : la liquidité de la masse qui assure le mélange parfait des réactifs, l'élimination par précipitation de l'un des produits formés, l'absence de toute action chimique secondaire assurent à la double décomposition une marche absolument régulière, que les quantités de sulfobromure de plomb précipité nous permettent de suivre quantitativement.

J'ajouterai, au point de vue pratique, que cette réaction constitue un excellent mode de préparation des sulfures aromatiques. C'est ce que je démontrerai expérimentalement dans la seconde partie de cette communication.

SECONDE PARTIE.

Sur la préparation de quelques sulfures aromatiques.

L'inertie réactionnelle presque complète que manifestent les dérivés monohalogénés des hydrocarbures aromatiques dans lesquels l'atome de halogène est directement uni au noyau cyclique les a depuis longtemps fait considérer comme incapables d'effectuer des doubles décompositions. Aussi, sans que la vérification expérimentale en parût nécessaire, avait-on cru pouvoir admettre comme impossible la saponification de ces dérivés par un sulfure métallique ou par un mercaptate : ainsi s'explique qu'on n'ait pas tenté, avant nous (*), d'obtenir les thioéthers aromatiques par ce procédé classique de préparation des sulfures gras et qu'on se soit cru obligé de chercher dans d'autres directions le moyen de les préparer.

Bien que l'on connaisse aujourd'hui un assez grand nombre de réactions permettant d'obtenir le sulfure de phényle, premier terme de la série des thioéthers aromatiques, il en est fort peu qui aient été étendues à la préparation de ses homologues. Aussi, jusqu'à présent, n'y avait-il guère que deux procédés qui, à mon avis, pouvaient être considérés comme des modes relativement généraux et pratiques de préparation des sulfures aromatiques : l'un est basé sur la décomposition par la chaleur des mercaptates de plomb; l'autre, sur l'action des chlorures diazoïques sur les mercaptates alcalins.

D'abord appliquée par Kékulé (**) à la préparation du sulfure

(*) Voyez Krafft, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2368. — — Krafft et Bourgeois, *ibid.*, 23, p. 3045. - Bourgeois, *ibid.*, 24, p. 2264.

(**) Kékulé, *Zeitschrift f. Chem.*, N. F., III, p. 193 [1867]. — Comp. Stenhouse, *Liebig's Ann.*, 149, p. 250 [1869].

de phényle, la première de ces méthodes a depuis été étendue par R. Otto (*) et par Krafft (**) à celle de quelques autres sulfures, tant gras qu'aromatiques : elle consiste à soumettre à la distillation sèche les sels de plomb des monothiols (***). Régulièrement, la réaction s'effectue conformément à l'équation générale :

$$(RS)^2Pb = PbS + R^2S,$$

mais en pratique, cette décomposition si simple se complique habituellement d'actions secondaires mal définies conduisant à la régénération d'une petite quantité de mercaptan et à la production d'hydrocarbures et de composés polysulfurés et résineux. On ne peut, par cette réaction, obtenir que des thioéthers simples, c'est-à-dire renfermant deux groupes hydrocarbonés identiques, unis par l'atome de soufre.

Le second procédé repose sur la facilité avec laquelle les sels diazoïques effectuent la double décomposition avec certains réactifs pour donner naissance à des composés qui, perdant le groupe azoïque — N = N —, se transforment aisément en dérivés substitués correspondants des hydrocarbures aromatiques : si l'on traite un sel diazoïque (de préférence le chlorure), soit par un sulfure, soit par un mercaptate alcalin, on obtient dans le premier cas un diazosulfure, dans le second, un éther

(*) R. Otto, Löwenthal et von Grüber, *Liebig's Ann.*, 149, p. 116 [1869]. — R. Otto, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 12, p. 1176 [1879] et 13, p. 1289 [1880].

(**) Krafft et Schönherr, *ibid.*, 22, p 823 [1889].

(***) De tous les dérivés métalliques des mercaptans, ceux de plomb ne sont évidemment pas les seuls qui puissent se décomposer de cette manière; mais comme ce sont eux qui se scindent le plus nettement, ils doivent être employés de préférence à tout autre. La décomposition des mercaptates de mercure, déjà indiquée par Zeise (*Liebig's Ann.*, 11, p. 8 [1834]), et encore préconisée par von Richter dans sa *Chemie der Kohlenstoffverbindungen*, 5e éd., p. 121 [1888], est moins régulière, car elle se fait, suivant les cas, en HgS + sulfure ou en Hg + bisulfure. (Voy. Dreher et Otto, *Liebig's Ann.*, 154, p. 179, et R. Otto, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 13, p. 1289.)

thio-diazoïque, composés peu stables se décomposant facilement en azote et sulfure organique. Ces réactions se passent conformément aux équations générales suivantes, dans lesquelles R représente un radical hydrocarboné aromatique, R′ un radical aliphatique ou aromatique et A un métal alcalin :

I. $2R.N:N.Cl + A^2S = (R.N:N)^2S + 2ACl$;
$(R.N:N)^2S = 2N^2 + R^2S$.

II. $R.N:N.Cl + ASR' = R.N:N.S.R' + ACl$;
$R.N:N.S.R' = N^2 + R.S.R'$

La première de ces réactions, déjà signalée par Griess (*), a été étudiée par Graebe et Mann (**), qui l'appliquèrent à la préparation du sulfure de phényle, et étendue plus récemment par Purgotti (***) à celle des sulfures de crésyle. Elle permet d'obtenir assez rapidement les sulfures simples appartenant à la série aromatique, mais les rendements n'en sont pas très bons. Ziegler (IV) a heureusement modifié le procédé en remplaçant les sulfures par les mercaptates alcalins (équation II); sous cette forme, la méthode donne de bien meilleurs résultats, tout en devenant d'une application beaucoup plus générale, puisqu'elle peut alors servir à la préparation, non seulement de tous les sulfures aromatiques simples ou mixtes, mais aussi des sulfures gras-aromatiques. Toutefois, cette réaction n'est pas sans présenter quelque danger, les éthers thio-azoïques R.N : N.S.R′ qui se forment tout d'abord étant généralement si instables que sous l'influence d'une faible élévation de température, parfois même spontanément, ils peuvent, lorsqu'ils se trouvent en quantité quelque peu notable, se décomposer avec explosion.

(*) GRIESS, *Liebig's Ann.*, 137, p. 14 [1866].

(**) GRAEBE et MANN, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 15, p. 1683 [1882].

(***) PURGOTTI, *Gazetta chim. italiana*, 20, p. 24 [1890].

(IV) ZIEGLER, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2471 [1890]. — Comp. STADLER, *ibid.*, 17, p. 2078.

L'étude comparée que j'ai faite de ces deux procédés et de celui que j'ai précédemment décrit (*), basé sur l'action des dérivés monobromés aromatiques sur les sels de plomb des thiophénols, m'a conduit à la conclusion que par la généralité de son application, la simplicité de ses manipulations et l'excellence de ses rendements, la dernière de ces méthodes peut avantageusement supporter la comparaison avec les deux autres et devra dans un grand nombre de cas leur être préférée.

J'ai exposé la marche et indiqué les conditions générales de l'action des bromures aromatiques sur les mercaptates de plomb d'une manière assez détaillée pour ne plus avoir besoin d'y revenir ici. Je me contenterai d'ajouter que les essais complémentaires que j'ai institués comparativement avec d'autres dérivés monohalogénés et d'autres sels de thiols, m'ont conduit à cette conclusion que le dispositif réactionnel *bromure-sel de plomb* était le plus favorable à la réaction et presque toujours le seul applicable.

Les mercaptates alcalins sont, en effet, trop stables, trop difficilement attaqués par les dérivés halogénés aromatiques pour pouvoir être employés ; ceux dérivant des autres métaux lourds sont, au contraire, décomposés trop facilement par la chaleur à une température inférieure à celle exigée pour la double décomposition.

D'autre part, les dérivés monochlorés ne peuvent généralement pas entrer en réaction à une température inférieure au point de décomposition du mercaptate ; quant aux dérivés iodés, qui agissent rapidement sur les sels de plomb des thiols à une température relativement basse (130°-140°), ils sont d'un emploi incommode, d'abord parce qu'ils ne sont pas d'une préparation facile, ensuite parce qu'ils s'unissent aisément au sulfure formé pour donner des iodures de sulfines, ce qui complique souvent la réaction principale de diverses actions secondaires.

(*) Voir plus haut, pages 3 et suivantes.

Je crois utile également de compléter ces renseignements préliminaires en disant quelques mots de la préparation des thiols aromatiques. Ayant dû, pour mes recherches, m'en procurer de fortes quantités, j'ai été conduit à rechercher le moyen d'obtenir aisément quelques-uns d'entre eux, ce qui m'a forcé d'étudier soigneusement les méthodes actuellement existantes.

Remarques sur la préparation des thiols aromatiques. — Les thiols aromatiques peuvent se préparer sans grande peine, soit par la réduction des anhydrides chlorosulfoniques, soit par la saponification des éthers correspondants de l'acide éthylxanthogénique (éthylthionthiolcarbonique).

1° *Par réduction des anhydrides chlorosulfoniques.* — Lorsque le sulfonate alcalin approprié est d'obtention facile, le premier de ces procédés me paraît le plus commode. D'abord employé par Vogt (*), il a été appliqué par un grand nombre de chimistes, notamment par Otto (**), qui en a fait le sujet de plusieurs travaux. Cet auteur recommande de préparer d'abord le sulfinate de zinc, ou mieux encore celui de sodium, puis de réduire ce sel à froid par un mélange d'acide sulfurique et de zinc fournissant un vif dégagement d'hydrogène.

D'une manière plus simple et plus rapide, j'ai obtenu de fort bons résultats en réduisant directement l'anhydride chlorosulfonique par l'acide sulfurique et la poussière de zinc. Pour préparer le sulfhydrate de phényle, par exemple, j'opère de la façon suivante :

Je laisse couler goutte à goutte une partie de chlorure phénylsulfoneux pur, bouillant à 120°,5 (corr.) sous la pression de 12 millimètres de mercure, dans un mélange, maintenu froid par de l'eau glacée, de dix-huit parties d'acide sulfurique

(*) Vogt, *Liebig's Ann.*, 119, p. 142 [1861].

(**) Otto, Löwenthal et von Gruber, *Liebig's Ann.*, 149, p. 118 [1869]. — Schiller et Otto, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 9, p. 1587 [1876]. — Otto, H. Meyer et A. Meier, *ibid.*, 10, p. 940 [1877].

(H^2SO^4 : aq. = 1 : 3) et de deux parties de poussière de zinc ; la réaction est très vive : on doit avoir soin d'agiter constamment la masse et de munir le ballon dans lequel on opère d'un réfrigérant à reflux pour éviter l'entraînement du thiol. Le tout est ensuite abandonné pendant une demi-heure à la température du laboratoire, puis chauffé à une douce ébullition jusqu'à ce que le contenu du ballon, de laiteux qu'il était, soit devenu limpide. On distille alors et le mercaptan est entraîné par les vapeurs d'eau : le liquide aqueux distillé est traité par l'éther, et de l'extrait éthéré, desséché au chlorure calcique fondu, on retire le mercaptan par distillation.

On obtient ainsi en thiophénol pur, bouillant constant à 169°,5 (*) (corr.) sous 760 millimètres de pression, un rendement de 85 à 87 °/₀ de la quantité que devrait théoriquement fournir l'anhydride chlorosulfonique employé. Le déficit provient de la transformation d'une partie de celui-ci en acide sulfonique et de la formation de bisulfure de phényle difficilement réductible.

Au lieu d'employer le chlorure phénylsulfoneux pur, il est encore plus expéditif de réduire immédiatement le produit brut de l'action du pentachlorure de phosphore (4 parties) sur le phénylsulfonate sodique sec (3 parties), sans le séparer du chlorure sodique et de l'oxychlorure de phosphore. On obtient ainsi 75 à 80 °/₀ de la quantité attendue théoriquement.

En opérant de la même manière avec l'anhydride p-chlorotolylsulfonique pur (fondant à 69°, bouillant à 136°,5 sous 11 millimètres), on obtient un rendement de 76 à 78 °/₀ de p-tolylsulfhydrate, fondant à 43°.

Les naphtylsulfonates (**) ne donnent qu'un rendement de 60 °/₀ environ.

(*) Le thiophénol bout à 172°,5, d'après STENHOUSE, *Liebig's Ann.*, 149, p. 248 [1869]; à 165°, d'après VOGT, *Liebig's Ann.*, 119, p. 142 [1861]; à 168°, d'après LEUCKART, *Journal f. prakt. Chem.*, 2e série, 41, p. 187 [1890].

(**) Voyez KRAFFT et SCHÖNHERR, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 22, p. 822 [1889].

2° *Par saponification des éthers de l'acide éthylxanthogénique* (*). — Ce procédé, dû à Leuckart, a été très soigneusement étudié par lui et par ses élèves; aussi me suffira-t-il de renvoyer au mémoire original. Je me contenterai de rappeler que cette méthode permet de substituer au groupe amidogène fixé à un noyau cyclique le groupe sulfuryle SH : le xanthogénate potassique est traité par le chlorure diazoïque approprié et l'éther aromatique, qui se forme immédiatement, est saponifié à chaud par une lessive de potasse, ces réactions s'effectuant conformément aux équations générales suivantes dans lesquelles R représente un radical hydrocarboné aromatique :

$$R . N^2Cl + KS . CS . OC^2H^5 = R . S \quad CS . OC^2H^5 + N^2 + KCl ;$$
$$R . S \quad CS . OC^2H^5 + 2KOH = KS . CO . OC^2H^5 + KS . R + H^2O ;$$
$$KS . R + HCl = KCl + HS . R.$$

Ce procédé est général et donne des rendements satisfaisants : on obtient en moyenne 80 °/₀ de la quantité d'éther xanthogénique théoriquement prévue, qui, par saponification, conduisent à 70 °/₀ de la quantité de mercaptan qu'ils auraient dû régulièrement fournir.

SULFURES AROMATIQUES DÉRIVANT DU BENZÈNE ET DE SES HOMOLOGUES.

$C^nH^{2n-14}S$.

En faisant agir respectivement sur le phénylmercaptate et le p-crésylmercaptate de plomb les dérivés monobromés du benzène, du toluène, des xylènes et du mésitylène, j'ai préparé quinze sulfures aromatiques, dont trois seulement étaient connus avec certitude. La réaction est très régulière et conduit avec des rendements excellents à des produits d'une pureté parfaite.

(*) LEUCKART, *Journal, f. prakt. Chem.*, 2e série, 41, p. 179 [1890], et brevet allemand n° 45120 (25 mars 1887).

Il suffit de chauffer pendant quelques heures à 230° un mélange intime du mercaptate de plomb (1 molécule) et du monobromure organique (3 molécules). On soumet ensuite à la distillation sous pression réduite l'huile jaunâtre, extraite par l'éther du produit brut de la réaction : on recueille d'abord le dérivé bromé employé en excès, puis le thermomètre, qui est monté rapidement, reste stationnaire jusqu'à ce que tout le contenu du ballon ait distillé. Si l'on a eu soin d'effectuer la réaction sans dépasser la température de 235° environ, on ne peut constater la formation d'une quantité appréciable de produits secondaires et l'on obtient dès la première rectification un sulfure absolument pur. En chauffant pendant huit à dix heures le mélange des réactifs, j'ai obtenu en moyenne 86 à 87 °/₀ de la quantité de sulfure théoriquement attendue; en prolongeant, même de plusieurs jours, l'action de la chaleur, je n'ai jamais pu dépasser le rendement de 96 °/₀, bien qu'un peu de mercaptate de plomb, probablement à l'état de sulfobromure organo-plombique, fût encore inattaqué : le résidu solide de la réaction, soigneusement épuisé par l'éther, donnait naissance, en effet, à une petite quantité de thiol lorsque je le traitais par l'acide chlorhydrique. Comme l'hypothèse d'une action limite n'est guère probable dans le cas présent, je crois qu'il faut attribuer cet arrêt de la réaction à l'enveloppement de particules de sulfobromure par une couche protectrice de bromure de plomb, qui les soustrait mécaniquement à toute attaque ultérieure.

Sulfure de Phényle.

$C^6H^5 . S . C^6H^5.$

(*Phène-thio-phène*).

Découvert par Stenhouse (*) dans le produit complexe de la distillation sèche du phénylsulfonate de sodium, le sulfure de phényle a depuis été obtenu par un grand nombre de réactions.

(*) STENHOUSE, *Liebig's Ann.*, 140, p. 288 [1866], et 149, p. 248 [1869]. — Comp. KÉKULÉ, *Zeitschrift f. Chem.*, n. F., III, p. 194 [1867].

Je ne m'arrêterai pas à les rappeler toutes, me bornant à n'indiquer ici que celles qui ont pu pratiquement être appliquées à la préparation de cet éther. Telles sont la distillation sèche du phénylmercaptate de plomb (*), l'action du soufre sur le phénylmercure (**), celle du pentasulfure de phosphore sur le phénylsulfonate de sodium (***), du chlorure de diazobenzène sur le sulfure ammonique (IV) ou sur le phénylmercaptate de sodium (V), enfin, l'élégante réaction récemment indiquée par Krafft et Vorster (VI), consistant à substituer directement par du soufre le groupe SO^2 de la sulfobenzide. Bien que plusieurs de ces procédés soient d'une application commode et donnent des résultats fort satisfaisants, l'action du monobromobenzène sur le sel de plomb du thiol phénylique ne leur est en rien inférieure; elle a même sur eux un sensible avantage, celui de fournir immédiatement un produit pur, exempt notamment de polysulfures, ces impuretés constantes du sulfure de phényle obtenu par l'un quelconque des autres procédés.

Quoique les principales propriétés du sulfure de phényle soient depuis longtemps décrites, la grande pureté de l'échantillon que j'avais préparé m'a engagé à les étudier à nouveau pour m'assurer de l'exactitude des données actuellement admises.

Le sulfure de phényle est un liquide incolore, assez réfringent, ne présentant, lorsqu'il est tout à fait pur, qu'une odeur très faible et nullement désagréable. Ce produit, pour ainsi dire inodore, distillé sous la pression ordinaire, subit une légère décomposition tout en acquérant cette odeur alliacée

(*) Kékulé, *Zeitschrift f. Chem.*, n. F. III, p. 193 [1867]. — Comp. Stenhouse, *Liebig's Ann.*, 149, p. 250.

(**) Dreher et Otto, *Liebig's Ann.*, 154, p. 103 [1870]. — Comp. Krafft et Lyons, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 27, p. 1771 [1894].

(***) Krafft et Spring, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 7, p. 385 [1874].

(IV) Graebe et Mann, *ibid.*, 15, p. 1683 [1882].

(V) Ziegler, *ibid.*, 23, p. 2469 [1890].

(VI) Krafft et Vorster, *ibid.*, 26, p. 2814 [1893].

qu'on s'accordait à lui attribuer; il la perd de nouveau lorsqu'on le rectifie une ou deux fois sous pression réduite en rejetant les premières et les dernières gouttes distillées. Tous les sulfures aromatiques que j'ai étudiés se comportent exactement de la même manière, ce qui me conduit à admettre que la mauvaise odeur qu'ils possèdent parfois ne leur appartient pas en propre, mais est due à des traces d'impuretés (polysulfures ou sulfhydrates?) qui les souillent et qu'il n'est pas toujours facile d'éliminer. Finck (*) est arrivé à la même conclusion avec les sulfures aliphatiques, qu'il est parvenu à débarrasser complètement de leur odeur fétide en les chauffant à 290°-300° avec de la poudre de cuivre.

Refroidi à -40°, le sulfure de phényle devient visqueux, mais ne se congèle pas. La détermination de son point d'ébullition sous diverses pressions m'a donné les nombres suivants (corrigés) (**) :

296°,0	sous une pression de	760	millimètres de mercure.
213°,0	»	100	»
189°,5	»	50	»
151°,5	»	11	»

Son poids spécifique, calculé par rapport à l'eau à 4° et toutes corrections faites, est 1.1290 à 0°, 1.1166 à 15° et 1.1040 à 30°. Ces nombres sont un peu inférieurs à ceux trouvés par Krafft et Vorster (***) pour le sulfure de phényle obtenu par l'action du soufre sur la sulfobenzide (1.1300 à 0° et 1.1175 à 15°,2); cela tient probablement à ce que le sulfure

(*) FINCK, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 27, p. 1239.

(**) Les points de fusion et d'ébullition indiqués dans ce travail ont été tous déterminés au moyen d'une série de sept petits thermomètres de précision, donnant chacun 50 degrés de l'échelle thermométrique, divisés en demi-degrés et vérifiés soigneusement en prenant avec chacun d'eux la température d'ébullition d'un certain nombre de substances pures convenablement choisies.

(***) KRAFFT et VORSTER, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 26, p. 2816.

préparé par cette méthode contenait encore un peu de polysulfures ou de soufre dissous.

Le sulfure de phényle que j'ai employé à ces diverses déterminations était tout à fait pur; les résultats que m'a fournis l'analyse élémentaire ne laissent subsister aucun doute à cet égard :

I. 0gr,1925 de substance ont donné 0gr,0937 d'eau et 0gr,5465 de CO^2.
II. 0gr,2105 » 0gr,1035 » 0gr,5975 »

	Calculé pour $C^{12}H^{10}S$.	Trouvé. I.	II.
Carbone	77,41	77,40	77,39
Hydrogène . . .	5,37	5,40	5,46
Soufre (par diff.) .	17,22	17,20	17,15

Afin de compléter l'identification de ce sulfure avec celui fourni par d'autres procédés, j'en ai préparé quelques dérivés (bibromure, sulfone, dérivé nitré) facilement comparables aux corps analogues obtenus depuis longtemps déjà en partant de sulfure de phényle de diverses provenances. Ce petit travail de préparation m'a permis d'observer quelques faits nouveaux.

Une molécule de $(C^6H^5)^2S$, dissoute dans de l'acide acétique, traitée par quatre atomes de brome, se transforme en son dérivé bibromé $(C^6H^4Br)^2S$, fondant à 111°,5 (corr.) et bouillant à 225°-226° sous 11 millimètres de pression. Ce corps est tout à fait identique à celui obtenu par Krafft (*), en partant de sulfure de phényle préparé soit par l'action de P^2S^5 sur le phénylsulfonate de sodium, soit par diazotation d'une solution alcoolique de thioaniline, soit par transformation de la sulfobenzide.

Les dernières eaux mères, complètement débarrassées de

(*) KRAFFT, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 7, 1165, et KRAFFT et VORSTER, *idem*, 26, p. 2816, assignent à ce sulfure bibromé le point de fusion 109°,5.

ce dérivé bibromé, abandonnaient par leur évaporation à siccité quelques gouttes d'une huile bromée, qui s'est solidifiée dans un mélange de glace et de sel : purifié par cristallisation, ce corps fond à 25°,7 et répond à la formule $C^{12}H^9SBr$, ainsi que cela ressort clairement de l'analyse :

I. 0gr,2145 de substance ont donné 0gr,0690 d'eau et 0gr,428 de CO^2.
II. 0gr,2017 » 0gr,1423 AgBr.

	Calculé pour $C^{12}H^9SBr$.	Trouvé.
Carbone	54,33	54,40
Hydrogène	3,39	3,54
Brome.	30,18	29,99
Soufre (par diff.) . .	12,10	12,07

C'est un dérivé monobromé du sulfure de phényle : il prend d'abord naissance par l'action d'une première molécule de brome sur le sulfure et se transforme sous l'action d'une seconde molécule dans le dérivé bibromé fondant à 111°,5.

Pour préparer la phénylsulfone, il suffit d'oxyder, à la température du bain d'eau, du sulfure de phényle dissous dans de l'acide acétique, par un léger excès de permanganate de potassium ou d'anhydride chromique. On obtient ainsi rapidement un produit très pur, fondant à 125° (corr.), tout à fait identique à celui que fournit à Stenhouse (*) l'oxydation par l'acide nitrique ou par le mélange chromique du sulfure de phényle provenant de la distillation sèche du phénylsulfonate de sodium.

En vue d'obtenir le sulfure nitré, dont Krafft a depuis long-

(*) Stenhouse (*Liebig's Ann.*, 140, p. 290) attribue à la sulfobenzide, obtenue par oxydation du sulfure de phényle, le point de fusion 126°, valeur qui concorde suffisamment avec celle de 125° que m'a donnée constamment ma sulfone en dépit des nombreuses cristallisations fractionnées auxquelles je l'ai soumise. — Beckurts et Otto (*Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 11, p. 2067) fixent à 124° le point de fusion de la sulfone obtenue par l'action de l'anhydride phénylchlorosulfonique sur le benzène en présence de chlorure d'aluminium. Si l'on peut con-

temps signalé la formation (*), mais sans le décrire spécialement, j'ai agité pendant quelques heures du sulfure de phényle avec dix fois son poids d'acide nitrique de densité 1.42, exempt d'acide nitreux et maintenu froid par de l'eau glacée. En opérant dans ces conditions, il ne s'est formé qu'une très faible quantité du corps nitré attendu et la presque totalité du sulfure a été transformée en sulfoxyde. En employant de l'acide nitrique de densité 1.52, j'ai obtenu surtout de la sulfobenzide et des produits nitrés de substitution de cette sulfone (**).

Il est intéressant de voir l'acide nitrique de densité 1.42 agir dans ce cas comme un oxydant modéré, permettant de réaliser aisément pour la *première fois* (***) la transformation directe du sulfure de phényle en sulfoxyde : cette réaction constitue un procédé commode et rapide de préparation de ce corps.

Le sulfoxyde ainsi préparé fond à 70°,5 et est identique à celui obtenu par Colby et Loughlin (IV) en traitant le benzène par SO^2 ou par $SOCl^2$ en présence de chlorure d'aluminium.

Le produit nitré, peu soluble dans l'alcool, se sépare facilement du sulfoxyde qui est extrêmement soluble dans ce dissolvant. Il est formé, je crois, d'un mélange de deux sulfures dinitrés isomères, mais je n'ai pu encore m'assurer complètement du fait, n'ayant eu dans les mains qu'une quantité de matière insuffisante pour isoler l'un et l'autre des constituants. La majeure partie du produit, qui n'était pas encore rigoureusement pur, fondait à 142°; par réduction de sa solution acé-

clure à l'identité de ces trois produits, il convient toutefois d'attirer l'attention sur le point de fusion plus élevé (128° et 129°) que présente la sulfobenzide préparée par d'autres procédés. (FREUND, *Liebig's Ann.*, 120, p. 82; OTTO, *id.*, p. 160, et *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 18, p. 249.)

(*) KRAFFT, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 7, p. 385 [1874].

(**) Je poursuis, en collaboration avec M. A. BRACONIER, l'étude de l'action qu'exerce sur les sulfures aromatiques l'acide nitrique à divers degrés de concentration.

(***) KRAFFT et LYONS (*communication personnelle*) viennent en même temps que moi et d'une manière presque identique de réaliser également la transformation du sulfure de phényle en sulfoxyde.

(IV) COLBY et LOUGHLIN, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 20, p. 195.

tique au moyen de poussière de zinc, j'ai obtenu le sulfure de p-diamidophényle (thioaniline de Merz et Weith (*)) fondant à 105°. Ce dérivé nitré se comporte donc identiquement comme celui obtenu par Krafft (**), en traitant par de l'acide nitrique le sulfure de phényle provenant soit de l'action de P^2S^5 sur le phénylsulfonate de sodium, soit de la distillation sèche du phénylmercaptate de plomb : c'est probablement le sulfure de p-dinitrophényle, préparé pur par Nietzki et Bothof (***), en faisant agir le sulfure de sodium sur le p-chloronitrobenzène et auquel ces auteurs assignent 152° comme température de fusion.

L'ensemble de ces réactions confirme de manière évidente la complète identité des sulfures de phényle obtenus par des voies fort différentes, identité prévue, car on ne peut plus guère aujourd'hui admettre la possibilité d'existence de plus d'un dérivé monosubstitué du benzène.

Sulfures de phénylcrésyle.

La théorie prévoit l'existence de trois sulfures phénylcrésyliques isomères répondant à la formule $(C^6H^5S).C^6H^4.(CH^3)$, le radical (C^6H^5S) pouvant se substituer à un atome d'hydrogène de la chaîne cyclique du toluène en position ortho, méta ou para par rapport au radical méthyle. Je les ai préparés aisément tous trois en faisant agir à la température de 230° les trois bromotoluènes sur le phénylmercaptate de plomb. La réaction s'accomplit très nettement, sans se compliquer d'actions secondaires, et l'on obtient directement des sulfures très purs, pour autant que les bromures employés soient irréprochables : il convient donc d'apporter le plus grand soin à la préparation de ceux-ci.

Le para-bromotoluène, dont je me suis servi, avait été retiré par congélation du produit brut de l'action du brome à froid sur le toluène : soigneusement purifié par cristallisations répétées dans l'alcool, il fondait à 27°,5 et bouillait à 184°,2

(*) Merz et Weith, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 4, p. 384.
(**) Krafft, *ibid.*, 7, p. 385.
(***) Nietzki et Bothof, *ibid.*, 27, p. 3261.

(corr.), sous 760 millimètres de pression (Hübner et Post (*) assignent à ce corps la température d'ébullition de 185°,2 et Feitler (**) celle de 183°,57 sous 758 millimètres).

Le métabromure, préparé suivant le procédé de Wroblewsky (***), par diazotation d'une solution alcoolique de sulfate de m-bromo-p-toluidine, bouillait à 183°,8 (corr.), sous 760 millimètres de mercure (Feitler (IV) donne 183°,67 sous 759mm,46).

Le produit brut de l'action du brome sur le toluène, après avoir été débarrassé autant que possible, par congélation, du dérivé para, est, comme on sait, formé en majeure partie d'ortho-bromotoluène; pour lui enlever les dernières portions du bromure isomère qui s'y trouve encore dissous, on a proposé d'utiliser soit l'oxydabilité plus grande du p-bromo-toluène sous l'action du mélange chromique (V), soit sa transformation plus rapide en ditolyle sous l'action du sodium (VI); mais ces méthodes, longues et pénibles, ne m'ont donné que des produits de pureté douteuse.

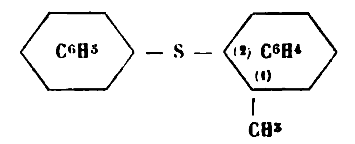
J'ai préparé bien plus commodément ce bromure en décomposant par la chaleur le bromure double du cuprosum et d'o-diazotoluène, obtenu en traitant par une solution de nitrite sodique une solution bromhydrique de bromure de cuprosum et d'o-toluidine. J'ai pu ainsi obtenir en o-bromotoluène pur 60 °/₀ environ de la quantité théoriquement attendue et j'espère, par une détermination plus rigoureuse des conditions de la réaction, arriver à un rendement plus satisfaisant encore (VII).

(*) Hübner et Post, *Liebig's Ann.*, 196, p. 6.
(**) Feitler, *Zeitschrift f. physik. Chem.*, 4, p. 80.
(***) Wroblewsky, *Liebig's Ann.*, 168, p. 155, et Perrier, *Bulletin Soc. chim. de Paris*, 3e série, VII, p. 180.
(IV) Feitler, *loc. cit.*, 4, p. 78.
(V) Dmochowski, *Bulletin Soc. chim. de Paris*, XVIII, p. 78.
(VI) Louguinine, *idem*, XVI, p. 131. — Reyman, *ibidem*, 26, p. 533.
(VII) Je réunirai prochainement en une note quelques observations sur l'application de la méthode de Sandmeyer à la préparation des bromures aromatiques.

Ce procédé, qui est très rapide et permet de travailler sur de grandes quantités de matière à la fois, est de beaucoup préférable à celui de Wroblewsky (*), consistant à décomposer par l'alcool absolu le perbromure d'o-diazotoluène, procédé dangereux et donnant à peine 10 °/₀ du rendement théorique.

L'o-bromotoluène bouillait à 181°,5 (corr.), sous la pression de 760 millimètres, au lieu de 180°,33, sous 753^{mm},9, point d'ébullition que Feitler (**) lui attribue.

Sulfure de Phényl-o-crésyle.



(*Phène-thio 1,2'-méthyl 1-phène.*)

Ziegler (***) a obtenu, en traitant à 60° le phénylmercaptate de sodium par une solution de chlorure d'o-diazotoluène, une huile sulfurée qui est le sulfure de phényl-o-crésyle, bouillant, d'après Graebe et Schultess (iv), à 304°,5 sous 724 millimètres.

Ce sulfure, préparé en chauffant à 230° un mélange de phénylmercaptate de plomb et d'o-bromotoluène (89 °/₀ du rendement théorique après dix heures de chauffe), est un liquide incolore, inodore, ne se solidifiant pas encore à — 40°. Il bout à :

306°,5 (corr.)	sous une pression de	760	millimètres de mercure.
222°,5	»	100	»
200°,5	»	50	»
160°,5	»	11	»

Son poids spécifique, pris par rapport à l'eau à 4°, est 1,1131 à 0°, 1,1012 à 15° et 1,0893 à 30°.

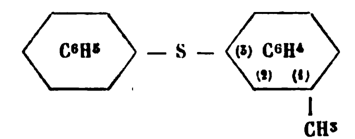
(*) WROBLEWSKY, *Liebig's Ann.*, 168, p. 171.
(**) FEITLER, *Zeitschrift f. physik. Chem.*, 4, p. 73.
(***) ZIEGLER, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2471 [1890].
(iv) GRAEBE et SCHULTESS, *Liebig's Ann.*, 263, p. 14.

Ce sulfure a fourni à l'analyse des nombres qui ne laissent aucun doute sur sa composition; quant à sa constitution, elle est fixée par sa réaction génératrice elle-même, le groupe (C^6H^5S) s'étant substitué à l'atome de brome occupant la position ortho par rapport au radical (CH^3) dans le bromotoluène.

0gr,1935 de substance ont donné 0gr,1057 d'eau et 0gr,5540 de CO^2.

	Calculé pour $C^{13}H^{12}S$.	Trouvé.
Carbone	78,00	78,08
Hydrogène	6,00	6,04
Soufre (par diff.) . .	16,00	15,88

Sulfure de Phényl-m-crésyle.



(*Phène-thio 1,3'-méthyl 1-phène.*)

Le sulfure de phényl-m-crésyle est un liquide incolore, inodore, se prenant en une masse cristalline à — 17°. Purifié par la méthode des congélations successives, il fond à — 6°,5 et bout à :

509°,5 (corr.)	sous une pression de	760	millimètres de mercure,
226°,0	»	100	»
203°,5	»	50	»
164°,5	»	11	»

Son poids spécifique est à $^{0°}/_{4°}$ 1,1058, à $^{15°}/_{4°}$ 1,0937 et à $^{30°}/_{4°}$ 1,0816.

0gr,1565 de substance ont donné 0gr,0880 d'eau et 0gr,4482 de CO^2

	Calculé pour $C^{13}H^{12}S$.	Trouvé.
Carbone	78,00	78,08
Hydrogène	6,00	6,19
Soufre (par diff.) . .	16,00	15,73

Sulfure de Phényl-p-crésyle.

$$\langle C^6H^5 \rangle - S - \langle {}^{(4)}\ C^6H^4\ {}^{(1)}_{(3)\ (2)} \rangle - CH^3$$

(Phène-thio 1,4'-méthyl 1-phène.)

Ce sulfure constitue probablement l'huile obtenue par Ziegler (*) en décomposant par la chaleur le diazothio-éther phényl-p-crésylique $C^6H^5.S.N : N.p-C^6H^4(CH^3)$, obtenu en faisant agir le chlorure de p-diazotoluène sur le phénylmercaptate de sodium.

Je l'ai préparé en traitant soit le phénylmercaptate de plomb par le p-bromotoluène, soit le p-crésylmercaptate par le bromobenzène : les sulfures obtenus par l'une ou l'autre voie sont identiques.

C'est un liquide incolore, inodore, qui se prend à 0° en une masse solide que l'on peut aisément faire cristalliser de sa solution alcoolique suffisamment refroidie. Tout à fait pur, il fond à 15°,7 et bout à

311°,5 (corr.)	sous une pression de	760	millimètres de mercure,
228°,5	»	100	»
206°,0	»	50	»
167°,5	»	11	»

Le poids spécifique du sulfure liquide pris à sa température de fusion par rapport à l'eau à 4° est de 1,0900.

0gr,1915 de substance ont donné 0gr,1065 d'eau et 0gr,5472 de CO^2.

	Calculé pour $C^{13}H^{12}S$.	Trouvé.
Carbone	78,00	77,91
Hydrogène	6,00	6,16
Soufre (par diff.) . .	16,00	15,93

(*) ZIEGLER, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2471 [1890], dit simplement que par cette réaction on obtient une huile bouillant vers 300°.

Sa constitution, déjà établie par son mode de préparation, est encore confirmée par sa transformation en sulfone. Ce sulfure, dissous dans l'acide acétique, étant traité par un léger excès de $K^2Mn^2O^8$, se transforme, en effet, en un corps cristallin, fondant à 124°,5, tout à fait identique à la phényl-p-crésylsulfone obtenue par Michaël et Adair (*), en traitant par P^2O^5 une dissolution d'acide p-toluènesulfonique dans le benzol, et par Otto (**), en faisant agir le phénylmercure sur l'anhydride chloro-p-toluènesulfonique.

Sulfures de phénylxylyle.

Aux six monobromoxylènes indiqués par la théorie correspondent six sulfures de phénylxylyle; je n'en ai préparé que trois : ce sont ceux dérivant des monobromures qui prennent naissance par l'action directe du brome à froid sur chacun des trois xylènes. On sait que dans ces conditions le halogène se substitue à un atome d'hydrogène du noyau cyclique tel que les trois groupes substitués CH^3, CH^3, Br sont asymétriquement disposés.

La double décomposition entre ces dérivés bromés et le phénylmercaptate de plomb étant parfaitement nette et régulière, la pureté du sulfure formé dépend presque uniquement de celle des bromures mis en œuvre : je dirai donc un mot de ceux que j'ai employés dans le but de justifier de la pureté des sulfures décrits ci-après.

Le p-bromo-o-xylène (CH^3 : CH^3 : Br = 1 : 2 : 4) bouillait à 214°,5, sous 760 millimètres de pression : il provenait de la bromation d'un o-xylène très pur, obtenu en traitant par le sodium métallique une solution éthérée de o-bromotoluène pur et d'iodure de méthyle (***).

(*) Michaël et Adair, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 11, p. 116.
(**) Otto, *ibid.*, 18, p. 249.
(***) Jannasch et Hübner, *Liebig's Ann.*, 170, p. 119.

Le métaxylène, retiré du xylène brut par le procédé de Fittig (*), m'a fourni un bromure ($CH^3 : CH^3 : Br = 1 : 3 : 4$) bouillant à 203°.

Enfin, d'un paraxylène soigneusement purifié par congélations successives (point de fusion : 15°,3), j'ai préparé un bromure bouillant constant à 205° (corr.) (199°,5 — 200°,5 d'après Jannasch (**), 205°,5 d'après Jacobsen (***)).

1° *Le sulfure de phényl-o-xylyle (phène-thio 1,4'-diméthyl 1,2-phène)*

$$C^6H^5 — S — (4)\ C^6H^3\ (1) — CH^3 \quad [(3)\ (2)\ —\ CH^3]$$

est un liquide incolore, inodore, bouillant à 181°,5 (corr.), sous 11 millimètres de pression. Poids spécifique : à $0°/4°$, 1,0962; à $15°/4°$, 1,0847; à $30°/4°$, 1,0734.

I. $0^{gr},1690$ de substance ont donné $0^{gr},1027$ d'eau et $0^{gr},4860$ de CO^2

II. $0^{gr},1425$ » $0^{gr},0863$ » $0^{gr},4105$ »

	Calculé pour $C^{14}H^{14}S$.	Trouvé. I.	Trouvé. II.
Carbone	78,50	78,40	78,52
Hydrogène . . .	6,54	6,74	6,66

2° *Le sulfure de phényl-m-xylyle (phène-thio 1,4'-diméthyl 1,3-phène)*

$$C^6H^5 — S — (4)\ C^6H^3\ (1) — CH^3 \quad [(3)\ —\ CH^3\ (2)]$$

est un liquide incolore, inodore, bouillant à 172°,5 (corr.), sous

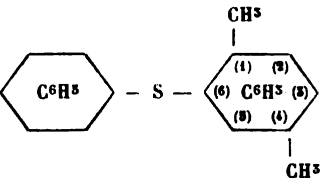
(*) Fittig, *Liebig's Ann.*, 148, p. 10.
(**) Jannasch, *ibid.*, 171, p. 82.
(***) Jacobsen, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 17, p. 2379.

11 millimètres. Poids spécifique : à $^{0°}/_{4°}$, 1,0935; à $^{15°}/_{4°}$, 1,0817; à $^{30°}/_{4°}$, 1,0699.

0gr,1755 de substance ont donné 0gr,1058 d'eau et 0gr,5047 de CO^2.

	Calculé pour $C^{14}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	78,50	78,40
Hydrogène	6,54	6,66

3° *Le sulfure de phényl-p-xylyle (phène-thio 1,6'-diméthyl 1,4-phène)*

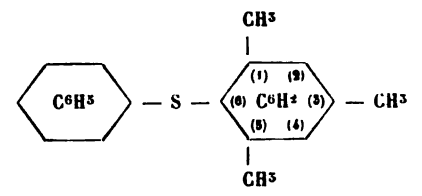


est également liquide ; il bout à 171°, sous 11 millimètres. Poids spécifique : à $^{0°}/_{4°}$, 1,0913 ; à $^{15°}/_{4°}$, 1,0795; à $^{30°}/_{4°}$, 1,0677.

0gr,1770 de substance ont donné 0gr,1050 d'eau et 0gr,5095 de CO^2.

	Calculé pour $C^{14}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	78,50	78,47
Hydrogène	6,54	6,55

Sulfure de phénylmésityle.



(Phène-thio 1,6'-triméthyl 1,3,5-phène).

J'ai préparé le monobromomésitylène en traitant par du brome à froid et à l'abri de la lumière du mésitylène très pur, bouillant à 163°-165°, retiré par distillations fractionnées du

produit brut de la condensation de l'acétone par l'acide sulfurique (*). Ce bromure, purifié par rectifications sous pression réduite, bouillait à 99°, sous 11 millimètres, et à 230° (corr.), sous 760 millimètres.

Chauffé pendant huit heures à 230° avec du phénylmercaptate de plomb, il fournissait un sulfure de phénylmésityle très pur, avec un rendement excellent (89 °/₀ de la théorie).

Ce sulfure est liquide, incolore, inodore; il bout à 180° (corr.), sous 11 millimètres de pression, et son poids spécifique pris par rapport à l'eau à 4° est 1,0817 à 0°, 1,0703 à 15°, et 1,0588 à 30°.

0gr,1450 de substance ont donné 0gr,0940 d'eau et 0gr,4200 de CO^2.

	Calculé pour $C^{15}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	78,94	78,96
Hydrogène	7,01	7,17

SULFURES DE DICRÉSYLE.

Je n'ai préparé que trois des six sulfures de crésyle prévus par la théorie : ce sont ceux que l'on obtient en traitant le p-crésylmercaptate de plomb par les trois bromotoluènes. On peut opérer à la température de 230°, le sel de plomb du p-thiocrésol ne se décomposant sensiblement que vers 245° : cependant sa résistance à 230° n'est pas absolue et l'on constate d'habitude la régénération d'un peu de sulfhydrate qui s'élimine sans peine par la distillation.

1. *Le sulfure de o-p-dicrésyle (méthyl 1-phène-thio 2,4'-méthyl 1-phène)*

C^6H^4 (2) (1) — S — (1) C^6H^4 (1) (3) (2) — CH^3
|
CH^3

(*) KANE, *Journal f. prakt. Chem.*, 15, p. 129 [1838]. — FITTIG et BRÜCKER, *Liebig's Ann.*, 147, p. 43. — VARENNE, *Bulletin Soc. chim. de Paris*, 2e série, 40, p. 267.

est un liquide incolore, inodore, bouillant à 173° (corr.), sous 11 millimètres de pression. Son poids spécifique est de 1,0889 à 0°, 1,0774 à 15°, 1,0658 à 30°.

0gr,1425 de substance ont donné 0gr,0864 d'eau et 0gr,4101 de CO^2.

	Calculé pour $C^{14}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	78,50	78,45
Hydrogène	6,54	6,75

2. *Le sulfure de m-p-dicrésyle (méthyl 1-phène-thio 3,4'-méthyl 1-phène)*

C^6H^4 (3) (1) (2) — S — (4) C^6H^4 (1) (3) (2) — CH^3
|
CH^3

cristallise de sa solution alcoolique en magnifiques aiguilles prismatiques, atteignant plusieurs centimètres de longueur. Il fond à 27°,8 et bout sous 11 millimètres à 179° (corr.).

0gr,1805 de substance ont donné 0gr,1085 d'eau et 0gr,5195 de CO^2.

	Calculé pour $C^{14}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	78,50	78,49
Hydrogène	6,54	6,67

3. *Le sulfure de pp-dicrésyle (méthyl 1-phène-thio 4,4'-méthyl 1-phène)*

H^3C — (1) C^6H^4 (4) (2) (3) — S — (4) C^6H^4 (1) (3) (2) — CH^3

obtenu en traitant le p-crésylmercaptate de plomb par le p-bromotoluène, est identique à celui préparé par Otto (*) en

(*) Otto, Löwenthal et von Grüber, *Liebig's Ann.*, 149, p. 116 [1869]. — Otto, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 12, p. 1176 [1879].

distillant le sel de plomb du p-thiocrésol et plus récemment par Purgotti (*) en traitant une solution de sulfure de sodium par du chlorure de p-diazotoluène.

Ce corps cristallise de l'alcool en longues aiguilles brillantes, fondant à 57°,3 (corr.). Il bout, comme son isomère m-p, à 179° (corr.), sous 11 millimètres de pression.

0gr,1785 de substance ont donné 0gr,1070 d'eau et 0gr,5135 de CO^2.

	Calculé pour $C^{14}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	78,50	78,51
Hydrogène	6,54	6.61

En oxydant par le permanganate ce sulfure dissous dans l'acide acétique, on obtient la p-sulfotoluide, fondant à 158°, identique à celle préparée depuis longtemps par divers procédés (**).

Sulfures de crésylxylyle.

Il peut exister dix-huit sulfures de crésylxylyle isomères répondant à la formule générale $C^6H^4(CH^3).S.C^6H^3(CH^3)^2$: je ne décrirai ici que ceux dérivant des trois monobromoxylènes asymétriques par remplacement de l'atome de halogène par le radical monovalent p- $C^6H^4(CH^3)$.

1. *Le sulfure de p-crésyl-o-xylyle (méthyl 4-phène-thio 4,4-diméthyl 1,2-phène)*

$$H^3C - \langle (1)\ C^6H^4\ (4)\ (2)\ (3) \rangle - S - \langle (4)\ C^6H^3\ (1)\ (3)\ (2) \rangle - CH^3, \quad (2): CH^3$$

après plusieurs mois de surfusion, a fini par se solidifier en

(*) Purgotti, *Gazzetta chim. ital.*, 20, p. 24 [1890].

(**) Comp. Deville, *Liebig's Ann.*, 44, p. 304 [1842]. — Otto et Grüber, *ibid.*, 154, p. 193. — Michaël et Adair, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 10, p. 583 et 11, p. 116. — Beckurts et Otto, *ibid.*, 11, p. 472 et 2066. — Otto, *ibid.*, 12, p. 1177.

une masse blanche amorphe. Par évaporation lente de sa solution alcoolique, on l'obtient sous forme de petits cristaux microscopiques groupés en mamelons.

Il fond à 28°,6 et bout à 193°,5 — 194°, sous la pression de 11 millimètres.

0gr,1897 de substance ont donné 0gr,1232 d'eau et 0gr,550 de CO^2.

	Calculé pour $C^{15}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	78,94	79,07
Hydrogène	7,01	7,11

2. *Le sulfure de p-crésyl-m-xylyle (méthyl 1-phène-thio 4, 4'-diméthyl 1,3-phène)*

$$H^3C - \langle {}^{(1)}\ C^6H^4\ {}^{(4)}_{(2)\ (3)} \rangle - S - \langle {}^{(4)}\ C^6H^3\ {}^{(1)}_{(3)\ (2)} \rangle - CH^3$$
$$\hphantom{H^3C - \langle C^6H^4 \rangle - S - \langle} | \;\; CH^3$$

est un liquide incolore, bouillant à 188° (corr.), sous 11 millimètres de pression, et dont le poids spécifique est de 1,0716 à 0°/4°, 1,0614 à 15°/4° et 1,0503 à 30°/4°.

0gr,1567 de substance ont donné 0gr,1005 d'eau et 0gr,4532 de CO^2.

	Calculé pour $C^{15}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	78,94	78,87
Hydrogène	7,01	7,09

3. *Le sulfure de p-crésyl-p-xylyle (méthyl 1-phène-thio 4,6'-diméthyl 1,4-phène)*

$$\hphantom{H^3C - \langle C^6H^4 \rangle - S - \langle} CH^3 \; |$$
$$H^3C - \langle {}^{(1)}\ C^6H^4\ {}^{(4)}_{(2)\ (3)} \rangle - S - \langle {}^{(5)\ (4)}_{(6)}\ C^6H^3\ {}^{(3)}_{(1)\ (2)} \rangle$$
$$\hphantom{H^3C - \langle C^6H^4 \rangle - S - \langle} | \;\; CH^3$$

se solidifie difficilement dans un mélange de glace et de sel ;

purifié par congélations fractionnées, il fond vers 6°. Sous 11 millimètres de pression, il bout à 185° (corr.) et son poids spécifique à l'état liquide est de 1,0720 à $^{0°}/_{4°}$, 1,0606 à $^{15°}/_{4°}$ et 1,0494 à $^{30°}/_{4°}$.

0gr,1718 de substance ont donné 0gr,1085 d'eau et 0gr,4973 de CO^2.

	Calculé pour $C^{15}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	78,94	78,94
Hydrogène	7,01	7,02

SULFURE DE P-CRÉSYLMÉSITYLE.

$$H^3C - \underset{(2)\ (3)}{(1)\ C^6H^4\ (4)} - S - \underset{(1)\ (2)}{\overset{(5)\ (4)}{(6)\ C^6H^2\ (3)}} - CH^3$$

(avec CH^3 en (5) et en (1) du second noyau)

(Méthyl 1-phène-thio 4,6'-triméthyl 1,3,5-phène.)

Des trois sulfures de crésylmésityle possibles, c'est le seul que j'ai préparé. Il cristallise en fines aiguilles blanches, assez peu solubles dans l'alcool, même à chaud et fondant à 89°,6. Son point d'ébullition est de 190°, sous la pression de 11 millimètres.

0gr,2001 de substance ont donné 0gr,1355 d'eau et 0gr,5823 de CO^2.

	Calculé pour $C^{16}H^{18}S$.	Trouvé.
Carbone	79,33	79,36
Hydrogène	7,43	7,52

Sulfures aromatiques dérivant de la naphtaline.

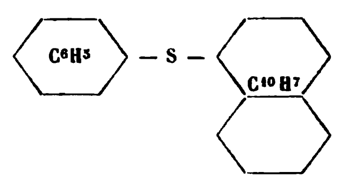
$C^nH^{2n-20}S$ et $C^nH^{2n-26}S$.

On prépare facilement ces sulfures en faisant agir les monobromonaphtènes sur les sels de plomb du phénylmercaptan et de ses homologues, ou inversement en traitant les thionaphtolates de plomb par les dérivés monobromés des hydrocarbures cycliques. Dans ce dernier cas, il faut, pour obtenir des résultats satisfaisants, chauffer le mélange des réactifs avec circonspection, parce que les naphtylmercaptates se décomposant eux-mêmes à une température très voisine de celle nécessaire à l'achèvement de la réaction, leurs produits de dédoublement (sulfures de dinaphtyle, naphtaline, thionaphtols) peuvent venir en quantités notables souiller les sulfures que l'on cherche à préparer. Il importe de ne pas dépasser, autant que faire se peut, la température de 225° ; mais en dépit de toutes les précautions, il n'est jamais possible d'éviter complètement la formation de ces produits secondaires. Par un travail soigneux, on arrive toutefois, en partant de l'α-naphtylmercaptate de plomb, qui ne se décompose sensiblement que vers 235°, à des quantités de sulfure atteignant jusqu'à 85 °/₀ de celles exigées par la théorie ; avec l'isomère β, qui entre en complète décomposition vers 227°, on ne peut guère dépasser 70 °/₀. Cependant, en pratique, malgré ces rendements quelque peu réduits et les soins plus attentifs qu'exige la conduite de la réaction, on préparera presque toujours les sulfures dérivant de la naphtaline en employant de préférence les sels de plomb des thionaphtols, parce qu'on peut se les procurer en grande quantité bien plus commodément que la plupart des composés similaires de la série du benzène auxquels on devrait avoir recours si l'on employait le dispositif réactionnel inverse.

Sulfures de phénylnaphtyle.

La théorie ne prévoit l'existence que de deux sulfures de phénylnaphtyle : ils dérivent de la naphtaline par substitution du groupe atomique (C^6H^5S) à un atome d'hydrogène en position α ou β.

Sulfure de phényl-α-naphtyle (phène-thio 1,1'-naphtène).



Ce sulfure a été obtenu par Ziegler (*) en faisant agir le chlorure de diazo-α-naphtaline sur une solution de phénylmercaptate de sodium chauffée à 60°. Quelques mois après, Krafft et moi (**) le préparions en traitant par l'α-bromonaphtène (***) le sel de plomb du thiophénol (rendement de 89 °/₀ après huit heures de chauffe, d'après mes récentes déterminations); je l'ai obtenu presque également bien par l'action du bromobenzène sur l'α-naphtylmercaptate de plomb (85 °/₀).

Le sulfure de phényl-α-naphtyle manifeste une tendance très marquée à la surfusion : c'est alors une huile incolore, visqueuse, réfractant fortement la lumière. Refroidie à — 17° et triturée pendant quelque temps avec un peu d'alcool destiné à lui donner plus de mobilité, cette huile finit par se prendre en une masse solide et dure, peu soluble dans l'alcool et dans l'éther froids, se dissolvant facilement dans le sulfure de carbone.

Par évaporation lente de sa solution alcoolique, on obtient

(*) Ziegler, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2471 [1890].

(**) Krafft et Bourgeois, *ibid.*, 23, p. 3046.

(***) L'α-bromonaphtène soigneusement rectifié bouillait à 137°,5 (corr.), sous 11 millimètres, et à 282° (corr.), sous 745 millimètres de pression.

de magnifiques prismes brillants, qui peuvent atteindre jusqu'à 2 centimètres de longueur. Ces cristaux fondent à 41°,8 (corr.). Ce sulfure bout à 220°,5 (corr.), sous 11 millimètres de pression.

0gr,1470 de substance ont donné 0gr,4700 d'eau et 0gr,4385 de CO^2.

	Calculé pour $C^{16}H^{12}S$.	Trouvé.
Carbone	81,35	81,29
Hydrogène	5,08	5,23

Traité par le mélange chromique (*), ce sulfure se transforme en la phényl-α-naphtylsulfone, fondant à 99°,5-100°, déjà obtenue par Michaël et Adair (**) en chauffant à 170°-190° avec P^2O^5 un mélange de parties égales de naphtaline et d'acide benzènesulfonique.

Sulfure de phényl-β-naphtyle (phène-thio 1,2'-naphtène).

C^6H^5 — S — $C^{10}H^7$ (1) (2)

En décomposant l'éther diazoïque provenant de l'action du chlorure de diazo-β-naphtaline sur le phénylmercaptate de sodium, Ziegler (***) a obtenu une huile bouillant vers 310°, qu'il donne comme sulfure de phényl-β-naphtyle (IV).

(*) KRAFFT et BOURGEOIS, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 3047.
(**) MICHAËL et ADAIR, *ibid.*, 10, p. 585.
(***) ZIEGLER, *ibid.*, 23, p. 2471 [1890].
(IV) ZIEGLER (*loc. cit.*), qui ne s'est, du reste, pas arrêté à l'étude particulière des sulfures obtenus par sa méthode, décrit le sulfure de phényl-β-naphtyle comme huile, tandis qu'il attribue à l'isomère α le point de fusion de 49°. Il semble ressortir de mes déterminations que l'auteur aura pris ces isomères l'un pour l'autre.

Si l'on chauffe pendant six heures à 225° un mélange de monobromobenzène (3 mol.) et de β-naphtylmercaptate de plomb (1 mol.), on obtient, à côté du sulfure cherché, de la naphtaline et du sulfure de ββ-dinaphtyle dont il faut le débarrasser par distillation et cristallisations fractionnées. Le rendement en $C^6H^5.S.\beta\text{-}C^{10}H^7$ pur est de 67 °/₀ environ. Il est de 89 °/₀ lorsqu'on fait agir pendant le même temps à 230° un léger excès de β-bromonaphtène (*) sur le sel de plomb du thiophénol.

Le sulfure de phényl-β-naphtyle cristallise par évaporation lente de sa solution alcoolique en petites aiguilles prismatiques brillantes. Moins soluble encore que son isomère α dans l'alcool et dans l'éther, il ne se dissout relativement bien que dans le sulfure de carbone. Il fond à 51°,8 (corr.) et bout à 226° (corr.), sous 11 millimètres de pression.

0gr,1455 de substance ont donné 0gr,0695 d'eau et 0gr,4340 de CO^2.

	Calculé pour $C^{16}H^{12}S$.	Trouvé.
Carbone	81,35	81,30
Hydrogène	5,08	5,29

Oxydé par le mélange chromique, il se transforme en phényl-β-naphtylsulfone, fondant à 115°-116° et tout à fait identique à celle obtenue par Michaël et Adair (**) en chauffant avec P^2O^5 soit un mélange de naphtaline et d'acide benzènesulfonique, soit une dissolution d'acide β-naphtènesulfonique dans le benzène.

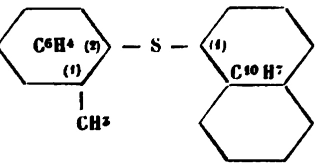
(*) Préparé par substitution du brome au groupe amidogène de la β-naphtylamine d'après le procédé de Sandmeyer. (Voy. Lellmann et Remy, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 19, p. 810.)

(**) Michaël et Adair, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 10, p. 585. — Comp. Chrustschoff, *ibid.*, 7, p. 1167.

SULFURES DE CRÉSYLNAPHTYLE.

J'ai préparé les six sulfures crésylnaphtyliques (*) en chauffant respectivement à 225° les deux naphtylmercaptates de plomb avec les trois bromotoluènes. La réaction s'effectue régulièrement et les petites quantités de naphtaline et de sulfures de dinaphtyle dont on ne peut éviter la formation, se séparent facilement par distillation du produit principal de la réaction, qui passe déjà à température constante dès la deuxième rectification. Les rendements, après six heures de chauffe, étaient en moyenne de 80 °/₀ pour les dérivés α et de 70 °/₀ pour les β (en sulfures purs de deuxième rectification). Il faut en excepter cependant les dérivés de l'o-bromotoluène, dont on n'obtint, tout en travaillant dans des conditions identiques, que 60 °/₀ et 58 °/₀, ce qui conduit à attribuer à l'orthobromure une vitesse réactionnelle manifestement plus faible que celle de ses isomères.

1. *Sulfure d'o-crésyl-α-naphtyle (méthyl 1-phène-thio 2,1'-naphtène).*



Liquide jaunâtre, visqueux, très réfringent, bouillant à 227°,5 (corr.), sous 11 millimètres de pression. Son poids spécifique à $^{15°}/_{4°}$ est de 1,1504. La coloration de ce sulfure est due sans doute à des traces d'impuretés que l'on ne peut éliminer par distillation.

Tous les sulfures dérivant de la naphtaline possèdent, en

(*) BOURGEOIS, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 24, p. 2264. (Communication préliminaire.)

effet, une coloration jaunâtre plus ou moins intense qui résiste indéfiniment aux rectifications les plus soigneusement conduites, mais qui s'élimine facilement avec les dernières eaux mères, chaque fois que l'on peut purifier ces corps par cristallisation.

$0^{gr},1505$ de substance ont donné $0^{gr},0785$ d'eau et $0^{gr},4497$ de CO^2.

	Calculé pour $C^{17}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	81,60	81,46
Hydrogène	5,60	5,78

2. *Sulfure d'o-crésyl-β-naphtyle (méthyl 1-phène-thio 2,2'-naphtène).*

C^6H^4 (2) (1) — S — (1) (2) $C^{10}H^7$
CH^3

Liquide jaunâtre, inodore, d'une viscosité extrême, mais qui a résisté jusqu'à présent à toutes mes tentatives de solidification. Il bout à 229°,5 (corr.), sous 11 millimètres, et son poids spécifique à $^{15°}/_{4}$ est de 1,1420.

$0^{gr},1480$ de substance ont donné $0^{gr},0775$ d'eau et $0^{gr},4420$ de CO^2.

	Calculé pour $C^{17}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	81,60	81,41
Hydrogène	5,60	5,80

3. *Sulfure de m-crésyl-α-naphtyle (méthyl 1-phène 3,1-naphtène).*

C^6H^4 (3) (1) (2) — S — (1) $C^{10}H^7$
CH^3

Liquide jaunâtre, visqueux, bouillant à 229° (corr.), sous 11 millimètres de pression et de poids spécifique 1,1445 à $^{18°}/_{4°}$.

0^{gr},1512 de substance ont donné 0^{gr},079 d'eau et 0^{gr},452 de CO^2.

	Calculé pour $C^{17}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	81,60	81,48
Hydrogène	5,60	5,75

4. *Sulfure de m-crésyl-β-naphtyle (méthyl 1-phène 3,2'-naphtène).*

C^6H^4 (3) (1) (2) — S — (1) (2) $C^{10}H^7$
CH^3

Cristallise de l'alcool en petites aiguilles incolores, peu solubles dans l'alcool, assez solubles dans l'éther bouillant, l'acide acétique et le sulfure de carbone. Il fond à 60° (corr.) et bout à 235° (corr.), sous 11 millimètres de pression.

0^{gr},1425 de substance ont donné 0^{gr},075 d'eau et 0^{gr},4262 de CO^2.

	Calculé pour $C^{17}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	81,60	81,54
Hydrogène	5,60	5,82

5. *Sulfure de p-crésyl-α-naphtyle (méthyl 1-phène 4,1'-naphtène).*

CH^3 — (1) C^6H^4 (4) (2) (3) — S — (1) $C^{10}H^7$

L'huile jaunâtre, bouillant à 233°-234°, sous 12 millimètres de pression, séparée par distillation du produit brut de la réaction du p-bromotoluène sur le sel de plomb de l'α-thionaphtol,

s'est prise spontanément en une masse solide, après deux mois de surfusion. Par cristallisation dans l'alcool, on obtient ce sulfure sous forme de magnifiques cristaux clinorhombiques, fondant à 40°,5. Sa température d'ébullition est 232°,5 (corr.), sous 11 millimètres de pression.

$0^{gr},1497$ de substance ont donné $0^{gr},0790$ d'eau et $0^{gr},4480$ de CO^2.

	Calculé pour $C^{17}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	81,60	81,56
Hydrogène	5,60	5,81

6. *Sulfure de p-crésyl-β-naphtyle (méthyl 1-phène 4,2'-naphtène).*

$CH^3 — (1)\ C^6H^3\ (4)\ (2)\ (3) — S — (1)\ (2)\ C^{10}H^7$

Cristallise de l'alcool en petites paillettes nacrées, qui, assez solubles dans l'éther et dans le sulfure de carbone, le sont très peu dans l'alcool. Ce corps fond à 70°,5 et bout à 237° (corr.), sous 11 millimètres de pression.

$0^{gr},1485$ de substance ont donné $0^{gr},078$ d'eau et $0^{gr},4445$ de CO^2.

	Calculé pour $C^{17}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	81,60	81,61
Hydrogène	5,60	5,79

Sulfures de xylylnaphtyle.

En faisant agir à 225° les trois bromoxylènes asymétriques sur le sel de plomb des thionaphtols, j'ai obtenu avec des rendements excellents les six sulfures de xylylnaphtyle que je vais rapidement décrire.

1. *Sulfure d'o-xylyl-α-naphtyle (diméthyl 1,2-phène-thio 4,1'-naphtène).*

$CH^3 - (1)\ C^6H^3\ (4) - S - (1)\ C^{10}H^7$, (2) (3), CH^3 en (2)

Masse visqueuse, jaunâtre, bouillant à 246° (corr.), sous 11 millimètres de pression, et dont le poids spécifique est de 1,1346 à $^{15°}/_{4°}$.

$0^{gr},1652$ de substance ont donné $0^{gr},0940$ d'eau et $0^{gr},4957$ de CO^2.

	Calculé pour $C^{18}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	81,81	81,77
Hydrogène	6,06	6,29

2. *Sulfure d'o-xylyl-β-naphtyle (diméthyl 1,2-phène-thio 4,2'-naphtène).*

$CH^3 - (1)\ C^6H^3\ (4) - S - (2)\ C^{10}H^7$, (2) (3), (1), CH^3 en (2)

Se dépose de l'alcool en petits mamelons blancs non cristallins. Fond à 68° (corr.) et bout à 251°,5 (corr.), sous 11 millimètres de pression.

$0^{gr},1341$ de substance ont donné $0^{gr},0750$ d'eau et $0^{gr},4020$ de CO^2.

	Calculé pour $C^{18}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	81,81	81,75
Hydrogène	6,06	6,21

3. *Sulfure de m-xylyl-α-naphtyle (diméthyl 1,3-phène-thio 4,1'-naphtène).*

$CH^3 - (1)\ C^6H^3\ (4)\ (2)\ (3) - S - (1)\ C^{10}H^7$; CH^3 en (3)

Masse visqueuse, jaunâtre, bouillant à 239°,5-240°, sous 11 millimètres de pression. Poids spécifique à $^{15°}/_{4°}$: 1,1355.

I. 0gr,1882 de substance ont donné 0gr,1035 d'eau et 0gr,5635 de CO^2.
II. 0gr,2628 » 0gr,1449 » 0gr,7870 »

	Calculé pour $C^{18}H^{16}S$.	Trouvé. I.	Trouvé. II.
Carbone	81,81	81,65	81,67
Hydrogène . . .	6,06	6,11	6,12

4. *Sulfure de m-xylyl-β-naphtyle (diméthyl 1,3-phène-thio 4,2'-naphtène).*

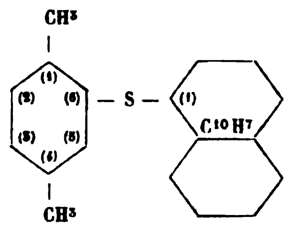
$CH^3 - (1)\ C^6H^3\ (4)\ (2)\ (3) - S - (2)\ (1)\ C^{10}H^7$; CH^3 en (3)

Cristallise de l'alcool en belles aiguilles brillantes. Fond à 39°,6 (corr.) et bout à 243°,5, sous 11 millimètres de pression.

0gr,2005 de substance ont donné 0gr,1105 d'eau et 0gr,6012 de CO^2.

	Calculé pour $C^{18}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	81,81	81,77
Hydrogène	6,06	6,11

5. *Sulfure de p-xylyl-α-naphtyle (diméthyl 1,4-phène-thio 6,1'-naphtène).*



Petits cristaux prismatiques. Fond à 36°,2 (corr.) et bout à 235°, sous 11 millimètres de pression.

0gr,1548 de substance ont donné 0gr,0852 d'eau et 0gr,4640 de CO^2.

	Calculé pour $C^{18}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	81,81	81,74
Hydrogène	6,06	6,12

6. *Sulfure de p-xylyl-β-naphtyle (diméthyl 1,4-phène-thio 6,2'-naphtène).*

CH³

(1) (2) (6) — S — (1) (2) $C^{10}H^7$ (3) (5) (4)

CH³

Belles aiguilles brillantes. Fond à 36°,7 (corr.) et bout à 240°, sous 11 millimètres de pression.

0gr,1532 de substance ont donné 0gr,0850 d'eau et 0gr,4595 de CO^2.

	Calculé pour $C^{18}H^{16}S$.	Trouvé.
Carbone	81,81	81,79
Hydrogène . . .	6,06	6,16

SULFURES DE MÉSITYLNAPHTYLE.

Suivant que l'on remplace l'atome de halogène du monobromomésitylène par le radical thio-α- ou thio-β-naphtène, on obtient l'un ou l'autre des deux sulfures de mésitylnaphtyle prévus par la théorie. Ces composés se préparent sans peine en chauffant à 225° le mélange de mésitylène bromé et de naphtylmercaptate.

1. *Le sulfure de mésityl-α-naphtyle (triméthyl 1, 3, 5-phène-thio 6, 1'-naphtène).*

CH^3 ; (1) (2) (6) C^6H^2 (3) (5) (4) ; H^3C — ; — S — ; — CH^3 ; (1) $C^{10}H^7$

cristallise par évaporation lente de sa solution alcoolique, en magnifiques tables rhombiques. Il fond à 120°,6 et bout, sous 11 millimètres de pression, à 245° (corr.).

0gr,1736 de substance ont donné 0gr,1015 d'eau et 0gr,5222 de CO^2.

	Calculé pour $C^{19}H^{18}S$.	Trouvé.
Carbone	82,01	82,03
Hydrogène	6,47	6,49

2. *Le sulfure de mésityl-β-naphtyle (triméthyl 1,3,5-phène-thio 6,2'-naphtène).*

CH^3 ; (1) (2) (6) C^6H^2 (3) (5) (4) ; H^3C — ; — S — ; — CH^3 ; (1) (2) $C^{10}H^7$

cristallise en gros prismes brillants, fondant à 87°,5. Il bout à

la même température que son isomère α (245° (corr.), sous 11 millimètres de pression).

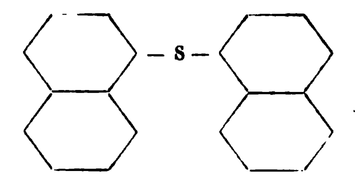
0gr,1538 de substance ont donné 0gr,0912 d'eau et 0gr,4626 de CO^2.

	Calculé pour $C^{19}H^{18}S$.	Trouvé.
Carbone	82,01	82,02
Hydrogène	6,47	6,58

SULFURES DE DINAPHTYLE.

Les trois sulfures de dinaphtyle se préparent très commodément en faisant réagir, à 225° environ, les bromonaphtènes sur les sels de plomb des thionaphtols.

1. *Sulfure de αα-dinaphtyle (naphtène-thio 1,1'-naphtène).*



Armstrong (*), le premier, a obtenu ce corps en distillant un mélange de sulfocyanure et d'α-naphtènesulfonate de sodium; Krafft et Schönherr (**) l'ont depuis préparé en décomposant par la chaleur l'α-naphtylmercaptate de plomb et Leuckart et Süllwald (***) en faisant bouillir l'α-thionaphtol sous la pression ordinaire aussi longtemps qu'il se dégageait de l'acide sulfhydrique. Mais son meilleur mode de préparation consiste à chauffer à 225°, puis à 230°, un mélange de quantités

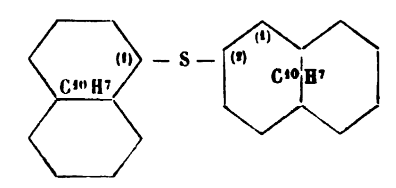
(*) ARMSTRONG, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 7, p. 407 [1874].
(**) KRAFFT et SCHÖNHERR, *ibid.*, 22, p. 823 [1889].
(***) LEUCKART et SÜLLWALD, *Journal f. prakt. Chem.*, 149, p. 217 [1890].

équivalentes d'α-bromonaphtène et d'α-naphtylmercaptate de plomb (*). (Rendement : 95 %.)

Ce sulfure cristallise en petites aiguilles blanches, peu solubles dans l'alcool et dans l'éther froids, assez solubles dans le sulfure de carbone. Il fond à 110°,5 et bout à 288°,2 (corr.), sous 11 millimètres de pression.

En solution acétique, il est assez facilement oxydé à l'état de sulfone, soit par le mélange chromique, soit par le permanganate de potassium. L'αα-dinaphtylsulfone ainsi obtenue fond à 187° ; elle est identique à celle obtenue par Krafft (**) en oxydant le sulfure provenant de la distillation sèche du sel de plomb de l'α-thionaphtol.

2. *Sulfure de αβ-dinaphtyle (naphtène-thio 1,2'-naphtène).*



Krafft (***) l'a préparé en traitant à 220°-240° le β-naphtylmercaptate de plomb par l'α-bromonaphtène. On obtient, avec un rendement meilleur, un produit plus pur lorsqu'on a soin d'effectuer la réaction à une température ne dépassant pas 227°, ou bien lorsqu'on emploie le dispositif réactionnel inverse (α-naphtylmercaptate et β-bromonaphtène).

Le sulfure de αβ-dinaphtyle, un peu plus soluble dans l'alcool et dans l'éther que son isomère α, se dissout assez bien dans le sulfure de carbone. Il cristallise de l'alcool bouillant en petites

(*) Krafft et Bourgeois, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 3046.

(**) Krafft, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2368 [1890]. — Comp. Stenhouse et Groves, *ibid.*, 9, p. 683, et Leuckart et Süllwald, *Journal f. prakt. Chem.*, 149, p. 218.

(***) Krafft, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 23, p. 2368.

paillettes miroitantes. Il fond à 61° et bout à 291°,5 (corr.), sous 11 millimètres de pression.

0gr,1563 de substance ont donné 0gr,0712 d'eau et 0gr,4813 de CO^2.

	Calculé pour $C^{20}H^{14}S$.	Trouvé.
Carbone	83,91	83,97
Hydrogène	4,89	5,06

Oxydé par le mélange chromique, il se transforme en α-β-dinaphtylsulfone fondant à 123°.

3. *Sulfure de ββ-dinaphtyle (naphtène-thio 2,2'-naphtène).*

(1) (2) — S — (2) (1)

En chauffant pendant six heures à 225°-227°, un mélange de β-bromonaphtène et de β-naphtylmercaptate de plomb, on obtient 83 °/₀ environ de la quantité attendue de sulfure de ββ-dinaphtyle, identique à celui obtenu par Krafft et Schönherr (*) en soumettant le β-naphtylmercaptate de plomb à la distillation sèche.

Ce sulfure est très peu soluble dans l'alcool et dans l'éther, assez soluble dans le sulfure de carbone. Il se précipite par refroidissement de sa solution dans l'alcool bouillant sous forme de feuillets minces, blancs, nacrés, fondant à 151°. Sous 11 millimètres de pression, il bout à 294° (corr.)

Oxydé par le mélange chromique, il se transforme en ββ-dinaphtylsulfone fondant à 177°, identique à la sulfone obtenue par Stenhouse et Groves (**) en traitant la naphtaline par l'acide sulfurique.

(*) Krafft et Schönherr, *Berichte deutsch. chem. Gesellsch.*, 22, p. 825.
(**) Stenhouse et Groves, *ibid.*, 9, p. 682.

On voit par ces nombreux exemples que l'action des dérivés monobromés des hydrocarbures aromatiques sur les sels de plomb des thiophénols constitue un excellent procédé de préparation des sulfures aromatiques. De même que ceux des alcools, les éthers haloïdes des phénols se laissent donc aisément saponifier par les mercaptates de plomb : ainsi, dans cette réaction, disparaît la différence si profonde que l'on a coutume de constater entre les aptitudes réactionnelles des dérivés monohalogénés des hydrocarbures, suivant qu'ils appartiennent à la série grasse ou à la série aromatique.

Liége, Institut de chimie générale.

DÉMONSTRATION SIMPLIFIÉE

DU

THÉORÈME DE DIRICHLET

SUR LA

PROGRESSION ARITHMÉTIQUE

PAR

Ch.-J. de la VALLÉE POUSSIN

Professeur à l'Université de Louvain

(Présenté à la Classe des sciences dans la séance du 12 octobre 1895.)

DÉMONSTRATION SIMPLIFIÉE

DU

THÉORÈME DE DIRICHLET

SUR LA

PROGRESSION ARITHMÉTIQUE

I.

Nous nous proposons dans cette note de présenter, sous la forme qui nous paraît en même temps la plus directe et la plus naturelle, la démonstration du théorème célèbre de Dirichlet, que toute progression arithmétique $Mx + N$ contient une infinité de nombres premiers, pourvu que M et N soient premiers entre eux (*).

Tous ceux qui connaissent le travail de Dirichlet ont été frappés sans doute par l'extrême simplicité de l'idée qui domine sa démonstration tout entière. Par une intuition de génie, l'illustre auteur cherche son point de départ dans la

(*) *Beweis des Satzes, dass jede imbegrenzte arithmetische Progression, deren erstes Glied und Differenz ganze Zahlen ohne gemeinschaftlichen Factor sind, unendliche viele primzahlen enthält* (ABH. DER K. P. AKAD. DER WISS. V., 1837, S. 45-81). — *Werke,* pp. 314 et suiv.

correspondance qui existe entre les équations et les congruences binômes, et il imagine une association si merveilleusement appropriée de leurs racines respectives, qu'elle semble démêler du premier coup toutes les difficultés de la question. Cependant, à cause d'un point unique et tout particulier, cette démonstration, qui se présentait d'abord comme une application toute naturelle de la théorie des congruences, vient se heurter à une difficulté inattendue. Pour la vaincre, il faut recourir à des propriétés bien autrement cachées et difficiles qui rejettent le théorème à établir au delà des parties élevées de la théorie des formes quadratiques.

En effet, la démonstration échoue, à moins de justifier que la somme d'une certaine série

$$\sum \frac{\chi(n)}{n},$$

dans laquelle

$$\chi(n) = +1 \text{ ou } -1$$

est différente de zéro. La solution de cette difficulté résista longtemps à la pénétration de Dirichlet, et ce fut une heureuse chance pour la théorie des nombres, car cette recherche mit le grand mathématicien sur la voie de ses plus belles découvertes dans la théorie des formes quadratiques, la détermination du nombre de classes pour un déterminant donné. C'est là que l'on trouve encore aujourd'hui la solution de la question (*). On obtient, en effet, pour le nombre des classes, une expression qui renferme une pareille série en facteur et, par consé-

(*) Dans le manuscrit présenté d'abord à l'Académie de Berlin, Dirichlet démontrait le théorème « par des considérations indirectes et assez compliquées », comme nous le savons par lui-même (*Werke*, p. 342); mais cette démonstration primitive, abandonnée par son auteur lors de la publication du mémoire, nous est inconnue. — Dirichlet indique, en outre, une démonstration directe assez simple dans le cas où M est premier, mais celle-ci ne s'étend pas au cas général.

quent, celle-ci ne peut être nulle. Que l'on songe cependant à la complication des moyens qu'il faut mettre en œuvre pour arriver à ce résultat, on remarquera un étrange contraste entre la simplicité du théorème à établir et l'extrême multiplicité des principes auxquels sa démonstration fait appel.

Nous espérons, dans les pages qui suivent, exposer une démonstration beaucoup plus simple, qui, tout en conservant ce qu'il y a de véritablement essentiel dans l'idée de Dirichlet, permettra de placer le théorème à sa véritable place au nombre des premiers qui se présentent dans la théorie analytique des nombres. Notre démonstration n'exige, pour être comprise, que des connaissances presque élémentaires; elle repose uniquement sur les propriétés des racines des équations et des congruences binômes, ainsi que sur les principes fondamentaux de la théorie des fonctions. Elle ne s'appuie ni sur la loi de réciprocité des résidus, ni même sur aucune considération relative à la théorie des formes quadratiques. Or, la place logique qu'il convient d'assigner au théorème n'est pas sans importance, car ce théorème une fois établi peut rendre bien des services pour simplifier les questions ultérieures.

II.

Nous avons d'abord à étudier de près les propriétés de certaines fonctions qui vont jouer un rôle essentiel dans la suite.

La première est la fonction $\zeta(s)$ de Riemann

$$(1). \quad . \quad . \quad . \quad . \; \zeta(s) = \sum_{n=1}^{\infty} \frac{1}{n^s} = \prod \left(1 - \frac{1}{q^s}\right)^{-1},$$

la sommation s'étend, comme on le sait, à tous les nombres entiers n, le produit à tous les nombres premiers q successifs.

Ces deux expressions sont absolument convergentes, que s soit réel ou complexe, pourvu que la partie réelle de s (que nous désignerons dorénavant par $\mathfrak{R}(s)$) soit supérieure à l'unité. De plus, la convergence sera uniforme pour $\mathfrak{R}(s) > 1 + \varepsilon$, quelque petit que soit le nombre positif ε, parce que la série et le produit infini convergent déjà pour $s = 1 + \varepsilon$ et convergent plus rapidement pour les autres valeurs de s que pour celles-là. Il en résulte que la fonction $\zeta(s)$ est une fonction synectique de s pour $\mathfrak{R}(s) > 1$. Toutes ses dérivées sont dans le même cas et peuvent s'obtenir sans difficulté au moyen des équations (1) par des dérivations successives (*).

Si la partie réelle de s descend au-dessous de l'unité, les expressions (1) ne représentent plus rien. Mais la fonction $\zeta(s)$ ne cesse pas d'exister et son prolongement analytique s'obtient facilement. Il suffit pour cela d'appliquer un des principes les plus féconds de l'analyse, savoir que deux fonctions uniformes qui coïncident dans une portion du plan coïncident nécessairement dans toute l'étendue où elles sont uniformes. Ce principe peut conduire de bien des manières au résultat que nous cherchons. La méthode suivante nous paraît être la plus élémentaire et en même temps la plus directe.

On a par une simple intégration par parties

$$\int_0^1 \frac{dx}{(n+x)^s} = \frac{1}{(n+1)^s} + s\int_0^1 \frac{x\,dx}{(n+x)^{s+1}};$$

(*) Les théorèmes généraux auxquels nous faisons ici appel sont rarement énoncés d'une manière précise dans les ouvrages classiques : on en trouvera les démonstrations rigoureuses dans notre *Note sur les applications de la notion de convergence uniforme dans la théorie des fonctions d'une variable complexe*. (ANNALES DE LA SOCIÉTÉ SCIENTIFIQUE DE BRUXELLES, t. XVII, 2e partie, 1893.)

en substituant la valeur de $(n+1)^{-s}$ tirée de là dans l'expression (1) de $\zeta(s)$, on obtient

$$\zeta(s) = 1 + \sum_{1}^{\infty} \frac{1}{(n+1)^s}$$
$$= 1 + \sum_{1}^{\infty} \int_{0}^{1} \frac{dx}{(n+x)^s} - s \sum_{1}^{\infty} \int_{0}^{1} \frac{x\,dx}{(n+x)^{s+1}}.$$

On remarque encore que l'on a, puisqu'il faut supposer $\Re(s) > 1$,

$$\sum_{1}^{\infty} \int_{0}^{1} \frac{dx}{(n+x)^s} = \int_{1}^{\infty} \frac{dx}{x^s} = \frac{1}{s-1},$$

et l'on trouve finalement

$$(2) \quad \ldots \quad \zeta(s) = 1 + \frac{1}{s-1} - s \sum_{1}^{\infty} \int_{0}^{1} \frac{x\,dx}{(n+x)^{s+1}}.$$

Cette formule vient d'être établie pour $\Re(s) > 1$, mais elle nous fournit le prolongement cherché pour $\Re(s) > 0$. Remarquons, en effet, que la série

$$\sum \frac{x}{(n+x)^{s+1}}$$

étant uniformément convergente pour

$$0 < x < 1 \quad \text{et} \quad \Re(s) > \varepsilon,$$

l'intégrale de cette fonction de x entre les limites 0 et 1 s'exprimera par la somme des intégrales

$$\sum_{1}^{\infty} \int_{0}^{1} \frac{x\,dx}{(n+x)^{s+1}}$$

et cette nouvelle série sera encore uniformément convergente quand s variera de manière à vérifier la condition $\mathfrak{R}(s) > \varepsilon$. Par conséquent, en vertu du théorème déjà utilisé tout à l'heure, la somme de cette série est une fonction synectique de s pour toutes les valeurs de s situées à droite de l'axe imaginaire.

Le véritable caractère de la fonction $\zeta(s)$ apparaît alors dans l'équation (2) : c'est une fonction méromorphe de s dans la partie du plan située à droite de l'axe imaginaire et elle n'y admet qu'un pôle unique et simple, $s = 1$. Ajoutons à cette propriété que la fonction $\zeta(s)$ ne peut s'annuler pour aucune valeur de s telle que $\mathfrak{R}(s) > 1$, comme cela résulte de son expression (1), sous forme de produit infini, et nous aurons énuméré toutes les propriétés de la fonction qui vont nous servir plus tard.

En effectuant de nouvelles intégrations par parties au second membre de l'équation (2), il serait facile d'étendre la fonction $\zeta(s)$ à gauche de l'axe imaginaire, mais nous n'avons que faire de ce nouveau prolongement pour le moment.

III.

La fonction de Riemann n'est pas la seule qui intervienne dans notre démonstration, il y en a d'autres qui s'expriment sous forme de séries analogues telles que

$$(1). \quad . \quad f(s) = \frac{\chi(1)}{1} + \frac{\chi(2)}{2^s} + \frac{\chi(3)}{3^s} + \cdots + \frac{\chi(n)}{n^s} + \cdots$$

Les fonctions $\chi(n)$ sont réelles ou complexes, elles sont liées à un certain nombre entier M et jouissent de deux propriétés caractéristiques exprimées dans les deux égalités :

$$\chi(1) + \chi(2) + \cdots + \chi(M) = 0,$$
$$\chi(m) = \chi(n), \qquad \text{si } m \equiv n (\text{mod } M).$$

Il est clair que ces séries sont absolument et uniformément convergentes comme la série

$$\sum \frac{1}{n^s}$$

tant que l'on a

$$\mathfrak{R}(s) > 1 + \varepsilon,$$

mais nous allons montrer de plus que, les termes étant bien entendu rangés dans l'ordre des nombres naturels, ces séries restent uniformément (mais non absolument) convergentes pour $\mathfrak{R}(s) > \varepsilon$.

Pour établir ce théorème, il suffit de faire voir que la nouvelle série

$$(2)\quad f(s) = \sum_{k=0}^{k=\infty} \left[\frac{\chi(1)}{(kM+1)^s} + \frac{\chi(2)}{(kM+2)^s} + \cdots + \frac{\chi(M)}{(kM+M)^s} \right]$$

qui se déduit sans calcul de la première en groupant ses termes M par M, est absolument et uniformément convergente pour $\mathfrak{R}(s) > \varepsilon$.

A cet effet, soustrayons de chacun des termes successifs de la série (2) la somme correspondante

$$[\chi(1) + \chi(2) + \cdots + \chi(M)] \frac{1}{(kM+M)^s} = 0,$$

cette série pourra se mettre sous la forme

$$(2^a)\quad \left\{ \begin{aligned} f(s) = \sum_{k=0}^{\infty} \Bigg[& \frac{\chi(1)}{(kM+1)^s} - \frac{\chi(1)}{(kM+M)^s} \\ & + \frac{\chi(2)}{(kM+2)^s} - \frac{\chi(2)}{(kM+M)^s} + \cdots \Bigg] \end{aligned} \right.$$

et, en changeant les différences en intégrales définies,

$$(2^{\text{bis}}) \ldots \left\{ \begin{aligned} f(s) = s \sum_{k=0}^{\infty} \Big[& \chi(1) \int_1^{\mathrm{M}} \frac{dx}{(k\mathrm{M} + x)^{s+1}} \\ & + \chi(2) \int_2^{\mathrm{M}} \frac{dx}{(k\mathrm{M} + x)^{s+1}} \\ & + \cdots + \chi(\mathrm{M} - 1) \int_{\mathrm{M}-1}^{\mathrm{M}} \frac{dx}{(k\mathrm{M} + x)^{s+1}} \Big]. \end{aligned} \right.$$

Or, la série

$$\sum_k (k\mathrm{M} + x)^{-s-1}$$

est absolument et uniformément convergente pour

$$x > 1 \qquad \text{et} \qquad \mathfrak{R}(s) > \varepsilon;$$

chacune des séries qui s'en déduisent par une intégration entre limites finies par rapport à x, savoir

$$\sum_k \int_1^{\mathrm{M}} \frac{dx}{(k\mathrm{M} + x)^{s+1}}, \sum_k \int_2^{\mathrm{M}} \frac{dx}{(k\mathrm{M} + x)^{s+1}}, \ldots$$

est donc absolument et uniformément convergente pour $\mathfrak{R}(s) > \varepsilon$; donc enfin la série $f(s)$ qui résulte de l'addition de ces différentes séries entre elles, après les avoir multipliées par des constantes, jouira encore de la même propriété.

Il est ainsi établi que la série

$$f(s) = \frac{\chi(1)}{1} + \frac{\chi(2)}{2^s} + \cdots + \frac{\chi(n)}{n^s} + \cdots$$

est uniformément convergente pour $\mathfrak{R}(s) > \varepsilon$ et représente,

par conséquent, une fonction synectique de s dans toute la portion du plan située à droite de l'axe imaginaire. Toutes ses dérivées seront dans le même cas et s'obtiendront sans difficulté par des dérivations successives (*).

IV.

Les considérations émises jusqu'à présent peuvent être regardées comme préliminaires; nous allons aborder au paragraphe actuel le point essentiel de la méthode de Dirichlet, la définition des caractères d'un nombre.

Reportons-nous d'abord un instant à la progression arithmétique

$$Mx + N.$$

C'est le nombre M qui joue ici le rôle le plus important. Il y a une légère complication en plus dans le cas où M est pair que dans le cas opposé. Comme les simplifications que nous voulons apporter à la méthode de Dirichlet sont complètement indépendantes de cette circonstance, nous nous placerons, pour plus de simplicité, dans l'hypothèse de M impair.

Cela posé, décomposons M en ses facteurs premiers

$$M = p_1^{\alpha_1} p_2^{\alpha_2} \ldots$$

les facteurs $p_1, p_2, \ldots$ seront des nombres premiers impairs.

Voici sur quelles considérations repose la définition des caractères d'un nombre.

Désignons, suivant l'usage, par $\varphi(x)$ la fonction qui exprime combien il y a de nombres inférieurs à x et premiers avec x et posons en abrégé

$$\pi_1 = \varphi(p_1^{\alpha_1}), \quad \pi_2 = \varphi(p_2^{\alpha_2}), \ldots$$

(*) Voir la note p. 6.

On sait par les éléments de la théorie des nombres que les congruences

(1) . . . $x^{\pi_1} \equiv 1 \pmod{p_1^{\alpha_1}}$, $x^{\pi_2} \equiv 1 \pmod{p_2^{\alpha_2}}, \ldots$

admettent respectivement comme solutions tous les nombres premiers à p_1, à p_2, etc., et que si l'on représente par $g_1, g_2, \ldots$ des racines primitives de ces différentes congruences, on aura pour un nombre quelconque n premier avec M (c'est-à-dire avec $p_1, p_2, \ldots$)

$$n \equiv g_1^{\nu_1} \pmod{p_1^{\alpha_1}}, \quad n \equiv g_2^{\nu_2} \pmod{p_2^{\alpha_2}}, \ldots$$

Les nombres $\nu_1, \nu_2, \ldots$, qui s'appellent les *indicateurs* de n, sont des entiers appartenant aux suites respectives

$$0, 1, 2, \ldots \pi_1 - 1; \quad 0, 1, 2, \ldots \pi_2 - 1; \ldots$$

Représentons, d'autre part, par $\omega_1, \omega_2, \ldots$ un système quelconque de racines des équations binômes

(2) . . . . $\omega_1^{\pi_1} = 1$, $\omega_2^{\pi_2} = 1, \ldots$

Nous dirons que le produit qui correspond à ce système de racines

$$\chi(n) = \omega_1^{\nu_1} \omega_2^{\nu_2} \ldots$$

est un *caractère* du nombre n. On formera des caractères différents en remplaçant les unes par les autres les différentes racines des équations (2). Le nombre total des caractères sera égal au nombre des combinaisons de ces racines, c'est-à-dire au produit

$$\pi_1 \pi_2 \ldots = \varphi(M).$$

Quand il y aura lieu de les distinguer les uns des autres, nous représenterons ces différents caractères par

$$\chi_1(n), \quad \chi_2(n), \ldots$$

Il peut être utile de remarquer dès maintenant que ces différents caractères n'ont pas nécessairement des valeurs différentes pour un même nombre n.

Chacune des équations (2) admet les racines réelles $+1$ et -1 et, en outre, des racines imaginaires dont le module est égal à l'unité. On donne le nom de *caractère principal* à celui qui correspond aux racines toutes égales à $+1$

$$\omega_1 = 1, \quad \omega_2 = 1, \ldots$$

Le caractère principal est donc toujours égal à l'unité et il joue un rôle spécial dans les considérations qui vont suivre.

Les autres caractères seront tantôt réels et tantôt imaginaires, mais leur module est toujours égal à l'unité.

On peut établir, relativement aux caractères, un certain nombre de relations très importantes :

1° Quel que soit le caractère que l'on considère, en d'autres termes, le système de racines des équations (2) que l'on choisisse, on aura pour deux nombres quelconques n et n' premiers avec M la relation fonctionnelle

$$\chi(n)\chi(n') = \chi)nn').$$

En effet, des deux équations

$$\chi(n) = \omega_1^{\nu_1}\omega_2^{\nu_2}\ldots, \quad \chi(n') = \omega_1^{\nu'_1}\omega_2^{\nu'_2}\ldots$$

on tire la relation

$$\chi(n)\chi(n') = \omega_1^{\nu_1+\nu'_1}\omega_2^{\nu_2+\nu'_2}\ldots;$$

mais les exposants

$$\nu_1 + \nu'_1, \quad \nu_2 + \nu'_2, \ldots$$

sont respectivement congruents aux indicateurs de nn', suivant les modules π_1, π_2, ... et l'on a

$$\omega_1^{\nu_1+\nu'_1}\omega_2^{\nu_2+\nu'_2}\ldots = \chi(nn').$$

2° Comme deux nombres qui sont congruents suivant le module M ont même indicateur, on a, pour un caractère quelconque

$$\chi(n) = \chi(n') \quad \text{si} \quad n \equiv n' \pmod{M}.$$

3° Si n représente successivement tous les termes du système complet des nombres inférieurs à M et premiers avec lui, les indicateurs $\nu_1, \nu_2, \ldots$ parcourent l'ensemble des valeurs possibles et l'on a, pour chaque caractère, l'équation

$$\sum_n \chi(n) = \sum_\nu \omega_1^{\nu_1}\omega_2^{\nu_2}\ldots$$

Le second membre, dans lequel la somme s'étend à tous les systèmes d'exposants possibles, est égal au produit

$$(1 + \omega_1 + \omega_1^2 + \ldots + \omega_1^{\tau_1-1})$$
$$(1 + \omega_2 + \omega_2^2 + \ldots + \omega_2^{\tau_2-1})$$
$$\cdot \quad \cdot \quad \cdot \quad \cdot \qquad \cdot \quad \cdot \quad \cdot \quad \cdot \quad \cdot$$

Si toutes les racines $\omega_1, \omega_2, \ldots$ ne sont pas égales à $+1$, il y aura un facteur au moins de ce produit qui s'annulera, et nous pouvons énoncer le théorème suivant :

Pour chacun des caractères, à l'exception du caractère principal, la somme étendue à tous les nombres premiers avec M *et inférieurs à* M *s'annule, c'est-à-dire qu'on a*

$$\sum_n \chi(n) = 0;$$

dans le cas du caractère principal, on a, au contraire,

$$\sum_n \chi(n) = \varphi(M).$$

4° Considérons, d'autre part, la somme étendue à tous les caractères, c'est-à-dire à tous les systèmes de racines

$$S_\chi \chi(n) = S_\omega \omega_1^{\nu_1}\omega_2^{\nu_2}\ldots$$

On sait que toutes les racines de l'équation binôme $x^m = 1$ peuvent se représenter par les puissances successives

$$1, \quad \omega, \quad \omega^2, \ldots \quad \omega^{m-1}$$

de l'une d'entre elles convenablement choisie ω, par exemple,

$$\omega = \cos\frac{2\pi}{m} + i\sin\frac{2\pi}{m}.$$

La somme des puissances de degré h de ces racines sera donc

$$S\omega^h = 1 + \omega^h + \omega^{2h} + \ldots + \omega^{(m-1)h} = \frac{\omega^{mh} - 1}{\omega^h - 1}$$

et cette somme sera toujours nulle, à l'exception du cas $h = 0$ où elle est égale à m. On reconnaît ainsi que la somme qui nous occupe

$$S_\chi \chi(n) = S\omega_1^{\nu_1} S\omega_2^{\nu_2} \ldots$$

s'évanouit toujours, à moins que tous les indicateurs $\nu_1, \nu_2, \ldots$ ne soient nuls à la fois. De là le théorème :

Pour tout nombre n, *la somme étendue à la totalité des caractères*

$$S_\chi \chi(n) = 0,$$

à la seule exception près du cas où

$$n \equiv 1 \pmod{M},$$

car alors tous les indicateurs sont nuls et l'on a

$$S_\chi \chi(n) = \varphi(M).$$

Dans ce paragraphe, nous avons exactement suivi la marche adoptée par Dirichlet ; à partir d'ici, nous nous en écartons de plus en plus.

V.

On reconnaît aisément que la relation fonctionnelle établie au paragraphe précédent (1°)

$$\chi(n)\chi(n') = \chi(nn')$$

entraîne comme conséquence, pour

$$\mathfrak{R}(s) > 1,$$

l'identité

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s} = \prod{}' \left(1 - \frac{\chi(q)}{q^s}\right)^{-1};$$

dans le premier membre, la sommation s'étend à tous les nombres premiers avec M ; dans le second, le produit à tous les nombres premiers qui ne divisent pas M. C'est pour rappeler cette circonstance et éviter la confusion avec les expressions voisines des §§ 2 et 3 que nous avons accentué ici les symboles Σ et Π.

Ces nouvelles expressions jouissent de propriétés différentes suivant le choix du caractère $\chi(n)$.

Dans le cas du caractère principal, l'identité devient

$$\sum{}' \frac{1}{n^s} = \prod{}' \left(1 - \frac{1}{q^s}\right)^{-1}.$$

Le produit infini du second membre ne diffère de celui qui représente $\zeta(s)$ que par la suppression d'un nombre limité de facteurs

$$\left(1 - \frac{1}{p^s}\right)^{-1}$$

relatifs aux nombres premiers qui divisent M. Ces facteurs ne peuvent jamais devenir nuls ni infinis pour $R(s) > 0$; en représentant leur produit par $A(s)$ on aura

$$\sum{}' \frac{1}{n^s} = \frac{\zeta(s)}{A(s)}.$$

Le premier membre ne converge que pour $\Re(s) > 1$, mais le second membre nous fournit le prolongement analytique de la fonction et nous montre que celle-ci est à droite de l'axe imaginaire une fonction méromorphe au même pôle et aux mêmes zéros que la fonction $\zeta(s)$ que nous avons étudiée au § 2.

Passons au cas d'un caractère différent du principal.

Dans ce cas, comme

$$\operatorname{mod} \chi(n) = 1,$$

le produit infini du second membre de notre identité est encore absolument et uniformément convergent pour $\Re(s) > 1$ et il n'y a rien de plus à en dire, mais la série du premier membre mérite une attention spéciale, parce qu'elle rentre aisément dans la catégorie de celles qui ont été étudiées au § 3. Les sommes de ce paragraphe s'étendaient, il est vrai, à tous les nombres entiers sans exception, mais cette différence est facile à faire disparaître, car, en imaginant que $\chi(n)$ soit égal à zéro quand n et M ne sont pas premiers entre eux, on peut étendre les sommes actuelles à tous les nombres entiers comme les premières.

De plus, les séries ainsi formées jouiront des deux propriétés caractéristiques signalées au § 3

$$\sum_1^{M} \chi(n) = 0,$$

$$\chi(n) = \chi(n'), \quad \text{si } n \equiv n' (\text{mod M}),$$

cela en vertu des théorèmes 2° et 3° du § 4 et de la manière dont nous venons de définir $\chi(n)$ quand n et M ne sont pas premiers entre eux.

Nous pouvons donc appliquer les conclusions du § 3 et énoncer le théorème suivant :

Pour tout caractère $\chi(n)$ *différent du caractère principal, la série*

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

est uniformément convergente pour $\Re(s) > \varepsilon$ *quelque petit que soit le nombre positif* ε, *et elle représente une fonction synectique de* s *pour* $\Re(s) > 0$. *On peut, en outre, différencier cette série terme par terme autant de fois qu'on le veut.*

VI.

Revenons à l'hypothèse $\Re(s) > 1$ et à l'identité

$$\sum \frac{\chi(n)}{n^s} = \prod{}' \left(1 - \frac{\chi(q)}{q^s}\right)^{-1};$$

en prenant les dérivées logarithmiques des deux membres et en changeant les signes, on trouve

$$-\mathrm{D} \log \sum_n{}' \frac{\chi(n)}{n^s} = \sum_q \frac{\chi(q) lq}{q^s - \chi(q)} = \sum_q \frac{\chi(q) lq}{q^s} + \sum_q \frac{\chi(q^2) lq}{q^s(q^s - \chi(q))}.$$

Portons notre attention sur le second membre ; on y trouve deux termes : le premier peut devenir infini pour $s = 1$, mais le second est constitué par une série absolument et uniformément convergente pour $s > \frac{1}{2}$ quel que soit le caractère $\chi(q)$. Son produit par $(s - 1)$ tendra donc vers zéro quand s tendra vers l'unité, de sorte qu'en multipliant la relation précédente par $s - 1$ puis passant à la limite, on trouve *l'équation fondamentale*

$$(\mathrm{E}) \ldots \quad -\lim_{s=1} (s - 1) \mathrm{D} \log \sum_n{}' \frac{\chi(n)}{n^s} = \lim_{s=1} (s - 1) \sum_q \frac{\chi(q) lq}{q^s}$$

et cette équation (E) en représente en réalité $\varphi(\mathrm{M})$ distinctes par l'échange des différents caractères entre eux.

Il s'agit maintenant de rechercher les différentes valeurs qu'acquiert le premier membre de cette équation suivant le choix du caractère $\chi(n)$.

En premier lieu, dans le cas du caractère principal,

$$\chi(n) = 1,$$

le point $s = 1$ est un pôle de

$$\sum{}' \frac{1}{n^s}$$

comme de $\zeta(s)$, et l'on a, par conséquent,

$$-\lim_{s=1}(s-1)\,\mathrm{D}\log\sum{}'\frac{1}{n^s} = \lim_{s=1}(s-1)\sum\frac{lq}{q^s} = 1,$$

car la première de ces expressions est égale, d'après la théorie des fonctions à l'ordre de multiplicité du pôle $s = 1$.

En second lieu, dans le cas d'un caractère différent du principal, le point $s = 1$ sera un point ordinaire pour la fonction

$$\sum{}'\frac{\chi(n)}{n^s};$$

ce sera donc un point ordinaire ou un pôle pour la fonction

$$-\,\mathrm{D}\log\sum{}'\frac{\chi(n)}{n^s}$$

suivant que la fonction

$$\sum{}'\frac{\chi(n)}{n^s}$$

ne s'annulera pas ou s'annulera pour $s = 1$:

Dans le premier cas, on aura

$$-\lim_{s=1}(s-1)\,\mathrm{D}\log\sum{}'\frac{\chi(n)}{n^s} = \lim_{s=1}(s-1)\sum\frac{\chi(q)\,lq}{q^s} = 0;$$

dans le second

$$-\lim_{s=1}(s-1)\,\mathrm{D}\log\sum{}'\frac{\chi(n)}{n^s} = \lim_{s=1}(s-1)\sum\frac{\chi(q)\,lq}{q^s} = -k,$$

en désignant par k l'ordre du zéro $s = 1$.

On reconnaît déjà que cet ordre ne peut surpasser l'unité; en

effet, si l'on considère que le module d'une somme ne peut surpasser la somme des modules et si l'on se reporte à l'équation établie il y a un instant dans le cas du caractère principal, on verra que l'on a pour s réel et >1 les inégalités

$$k = \left| \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{\chi(q) lq}{q^s} \right| \overline{\overline{<}} \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{lq}{q^s} \overline{\overline{<}} 1,$$

et k qui est un entier positif dans le cas d'un zéro doit être égal à l'unité.

En réalité, on verra plus tard qu'aucune des séries

$$\sum' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

ne peut s'annuler pour $s=1$. Mais nous ne parviendrons à ce résultat que par étapes successives. Pour le moment, nous allons démontrer que parmi les $\varphi(M)$ séries

$$\sum' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

il ne peut y en avoir plus d'une seule qui s'annule pour $s=1$. Pour cela, ajoutons membre à membre les $\varphi(M)$ équations comprises dans l'équation fondamentale (E), en attribuant aux caractères leurs différentes valeurs, il viendra, en désignant toujours par S une somme étendue à tous les caractères,

$$-\lim_{s=1} (s-1) S_\chi D \log \sum' \frac{\chi(n)}{n^s} = \lim_{s=1} (s-1) \sum_q \left[\frac{lq}{q^s} S_\chi \chi(q) \right].$$

Il est bon de remarquer que dans cette relation on doit supposer $\mathfrak{R}(s) > 1$, sinon l'équation (E) qui sert de point de départ cesserait d'avoir un sens dans le cas du caractère principal.

Le second membre de la dernière équation se simplifie, car, si

$$q \equiv 1 \pmod{M}, \quad \text{on a} \quad S_\chi \chi(q) = \varphi(M)$$

et cette somme s'annule dans tous les autres cas, en vertu du théorème 4° du § 4.

Désignons donc en général par q_1 les nombres premiers qui vérifient la condition

$$q_1 \equiv 1 \pmod{M},$$

le second membre de l'équation se réduit à

$$\varphi(M) \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{lq_1}{q_1^s}.$$

Si maintenant, parmi les séries

$$\sum' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

qui se rencontrent dans le premier membre, il y en a λ qui s'annulent pour $s = 1$, la valeur du premier membre sera $1 - \lambda$ en vertu de nos conclusions antérieures du § actuel et l'équation deviendra simplement

$$1 - \lambda = \varphi(M) \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{lq_1}{q_1^s}.$$

Si l'on suppose s réel et supérieur à l'unité, comme il est légitime de le faire, le second membre est essentiellement positif, il faut donc que λ soit égal à zéro ou à l'unité et il est impossible que plus d'une seule série

$$\sum' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

s'annule pour $s = 1$.

Il resterait maintenant à prouver qu'il est même impossible qu'une seule série soit dans ce cas, mais il n'y a aucun moyen d'établir ce dernier résultat par des considérations du même genre que les précédentes et c'est là un fait qu'il nous paraît très curieux de constater. Nous réserverons donc cette démonstration complémentaire à un paragraphe spécial et nous en

admettrons provisoirement la conclusion au paragraphe suivant ; on va voir que le théorème de Dirichlet en est une conséquence presque immédiate.

VII.

Soit N un nombre quelconque premier avec M, on peut toujours trouver un nombre N′ vérifiant la congruence

$$NN' \equiv 1 \pmod{M}.$$

Multiplions l'équation fondamentale (E) du paragraphe précédent par $\chi(N')$, il viendra, à cause de la relation fonctionnelle $\chi(n)\chi(n') = \chi(nn')$,

$$-\lim_{s=1}(s-1)\chi(N')\,D\log\sum_n{}'\frac{\chi(n)}{n^s} = \lim_{s=1}(s-1)\sum_q\frac{lq}{q^s}\chi(qN').$$

Comme tout à l'heure, ajoutons membre à membre les $\varphi(M)$ équations qui se déduisent de la précédente en donnant aux caractères leurs différentes valeurs, il viendra

$$-\lim_{s=1}(s-1)S_\chi\chi(N')\,D\log\sum_n{}'\frac{\chi(n)}{n^s}$$
$$=\lim_{s=1}(s-1)\sum_q\left[\frac{lq}{q^s}S_\chi\chi(qN')\right].$$

Le second membre se simplifie encore, car

$$S\chi(qN') = \varphi(M) \quad \text{si} \quad qN' \equiv 1 \pmod{M}$$

et est nul dans tous les autres cas. Désignons donc en général par q_N les nombres premiers qui vérifient les congruences équivalentes

$$q_N N' \equiv 1 \pmod{M}, \quad q_N \equiv N \pmod{M},$$

c'est-à-dire ceux qui sont compris dans la progression arithmétique $Mx + N$, on aura

$$(E')\ldots \quad \begin{cases} -\lim\limits_{s=1}(s-1)S_\chi\chi(N')\,D\log\sum\limits_n{}'\dfrac{\chi(n)}{n^s} \\ = \varphi(M)\lim\limits_{s=1}(s-1)\sum\limits_{q_N}\dfrac{lq_N}{q_N^s}. \end{cases}$$

C'est sur le premier membre de cette équation qu'il faut porter notre attention. Si aucune des séries qui y figurent ne s'annule, le théorème de Dirichlet sera démontré, car, dans ce cas, le premier membre se réduit au seul terme relatif au caractère principal, tous les autres étant nuls, et l'on a

$$\varphi(M)\lim_{s=1}(s-1)\sum_{q_N}\frac{lq_N}{q_N^s} = -\lim_{s=1}(s-1)D\log\sum{}'\frac{1}{n^s} = 1.$$

Cette équation établit péremptoirement que la somme du premier membre est illimitée, c'est-à-dire qu'il existe une infinité de nombres premiers de la forme linéaire $Mx + N$.

L'équation (E') ne permet pas de combler la lacune qui subsiste dans la démonstration, mais elle renferme cependant encore une conséquence utile.

Si, par impossible, une seule série

$$\sum{}'\frac{\chi(n)}{n^s}$$

s'annulait pour $s = 1$, par exemple celle qui est relative au caractère χ_k, le premier membre de l'équation (E') se réduirait aux deux termes relatifs au caractère principal et au caractère χ_k. Ces termes sont égaux respectivement à 1 et à $-\chi_k(N')$, de sorte que l'équation nous donnerait

$$\varphi(M)\lim_{s=1}(s-1)\sum_{q_N}\frac{lq_N}{q_N^s} = 1 - \chi_k(N').$$

Pour s réel et > 1, le premier membre est réel et positif, le second membre est donc réel, et par suite,

$$\chi_k(N') = \pm 1.$$

Or, N' étant arbitraire avec N, on voit que le caractère χ_k d'un nombre quelconque est égal à $+1$ ou à -1 suivant ce nombre.

Ce point établi, nous allons consacrer le paragraphe suivant à combler la lacune qui subsiste encore dans notre démonstration.

VIII.

Il nous reste simplement à démontrer qu'une série

$$\sum' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

relative à un caractère autre que le principal et dans laquelle $\chi(n)$ prend successivement les seules valeurs $+1$ et -1 ne peut s'annuler pour $s = 1$.

Supposons $\mathfrak{R}(s) > 1$, on a l'identité

$$(1) \ldots\ldots \quad \sum' \frac{\chi(n)}{n^s} = \prod \left(1 - \frac{\chi(q)}{q^s}\right)^{-1}$$

Partageons le produit du second membre en deux parties, l'une relative à tous les nombres premiers q_1 pour lesquels $\chi(q) = 1$, la seconde à tous les nombres premiers q_2 pour lesquels $\chi(q) = -1$. Il viendra

$$\sum' \frac{\chi(n)}{n^s} = \prod_{q_1} \left(1 - \frac{1}{q_1^s}\right)^{-1} \prod_{q_2} \left(1 + \frac{1}{q_2^s}\right)^{-1}.$$

En introduisant des facteurs qui se détruisent dans le second membre, cette équation peut encore s'écrire

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s} = \prod_{q_1} \frac{1+q_1^{-s}}{1-q_1^{-s}} \prod_q{}' \frac{1}{1+q^{-s}},$$

le second produit s'étendant de nouveau à tous les nombres premiers qui ne divisent pas M. En introduisant encore une fois des facteurs qui se détruisent dans le second produit, il vient

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s} = \prod_{q_1} \frac{1+q_1^{-s}}{1-q_1^{-s}} \prod_q{}' \frac{1-q^{-s}}{1-q^{-2s}}.$$

Comme nous l'avons vu au § 5, le produit

$$\prod{}' (1-q^{-s})^{-1}$$

ne diffère de $\zeta(s)$ que par la suppression d'un facteur $A(s)$ qui ne peut jamais devenir nul ni infini pour $\mathfrak{R}(s) > 0$, et l'équation précédente peut encore s'écrire

$$(2) \quad \sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s} = \frac{A(s)}{\zeta(s)} \frac{\zeta(2s)}{A(2s)} \prod_{q_1} \frac{1+q_1^{-s}}{1-q_1^{-s}}.$$

Posons, pour abréger,

$$(3) \quad \psi(s) = \prod_{q_1} \frac{1+q_1^{-s}}{1-q_1^{-s}};$$

cette équation définira complètement la fonction $\psi(s)$ pour les valeurs de s dont la partie réelle $\mathfrak{R}(s)$ est supérieure à l'unité.

On aura d'autre part, par la formule (2),

$$(4) \quad \psi(s) = \frac{\zeta(s)}{A(s)} \frac{A(2s)}{\zeta(2s)} \sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s}.$$

Il est utile de remarquer que si, par impossible, tous les nombres premiers appartenaient à la catégorie q, pour laquelle $\chi(q) = -1$, la démonstration ne deviendrait pas illusoire, mais il faudrait remplacer la formule (3) par l'équation toute simple

$$(3^*) \quad \psi(s) = 1.$$

La définition de la fonction $\psi(s)$ par la formule (3) n'est légitime que pour $\mathfrak{R}(s) > 1$, mais la formule (4) nous fournit le prolongement analytique de la fonction vers la gauche pour $\mathfrak{R}(s) > 0$ et met en évidence les propriétés analytiques de la fonction dans cette partie du plan.

Rappelons, en effet (§ 5), que la série

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s}$$

est synectique pour $\mathfrak{R}(s) > 0$ et que la fonction $A(s)$ n'a ni pôles ni zéros tant que l'on a $\mathfrak{R}(s) > 0$, nous reconnaîtrons à la seule inspection du second membre de l'équation (4) que la fonction $\psi(s)$ est méromorphe dans la portion du plan située à droite de l'axe imaginaire et ne peut y avoir d'autres points critiques que des pôles. Ceux-ci peuvent être soit le point $s = 1$, qui est un pôle de $\zeta(s)$, soit les zéros de $\zeta(2s)$. Quant à ceux-ci, ils ne peuvent avoir, comme nous l'avons vu au § 2, leur partie réelle supérieure à $\frac{1}{2}$.

Cela posé, l'équation (4) met encore en relief deux circonstances qui vont jouer un rôle essentiel :

1° Le point $s = \frac{1}{2}$ est un zéro pour la fonction $\psi(s)$, car nous savons (§ 2) que c'est un pôle pour la fonction $\zeta(2s)$ et ce n'est ni un zéro pour $A(s)$ ni un pôle pour les autres fonctions qui entrent dans l'expression de $\psi(s)$.

2° Si, par impossible, le point $s = 1$ était un zéro pour la fonction

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s},$$

le pôle $s = 1$ disparaîtrait pour la fonction $\psi(s)$ et celle-ci serait synectique pour toute valeur de s dont la partie réelle surpasse $\frac{1}{2}$.

Il y a entre ces deux conclusions une contradiction que nous allons mettre en évidence.

Remarquons d'abord que, puisque

$$\psi\left(\frac{1}{2}\right) = 0,$$

l'équation (3°) est impossible, car si l'on avait

$$\psi(s) = 1 \quad \text{pour} \quad \mathfrak{R}(s) > 1,$$

$\psi(s)$ serait égal à l'unité dans toute l'étendue du plan. Il est donc déjà démontré qu'il existe nécessairement des nombres premiers de la catégorie q_1.

Soit maintenant a une quantité réelle positive quelconque et posons

$$s = 1 + a + t;$$

si la fonction $\psi(s)$ est synectique pour $\mathfrak{R}(s) > \frac{1}{2}$, la fonction

$$\psi(1 + a + t)$$

de la variable t sera synectique pour

$$\mathfrak{R}(t) > -\left(a + \frac{1}{2}\right),$$

elle sera donc aussi synectique dans le cercle décrit de l'origine avec $(a + \frac{1}{2})$ pour rayon, et même sur la circonférence de ce cercle, car le seul point douteux serait

$$t = -\left(a + \frac{1}{2}\right)$$

qui n'est pas un point critique mais un zéro. Donc, en vertu d'un théorème classique de Cauchy, la fonction $\psi(1 + a + t)$

pourra se développer à l'intérieur de ce cercle et sur la circonférence elle-même par la formule de Maclaurin

$$(5)\quad \begin{cases} \psi(s) = \psi(1 + a + t) = \psi(1 + a) + \frac{t}{1}\psi'(1 + a) \\ \quad + \cdots + \frac{t^m}{m!}\psi^{(m)}(1 + a) + \cdots \end{cases}$$

Pour $\mathfrak{R}(s) > 1$, on a par la formule (3)

$$\psi(s) = \prod_{q_1} \frac{1 + q_1^{-s}}{1 - q_1^{-s}}.$$

Ce produit se transforme aisément en série. Il suffit de remplacer les facteurs $(1 - q_1^{-s})^{-1}$ par leur développement légitime

$$(1 + q_1^{-s} + q_1^{-2s} + \cdots)$$

et d'effectuer les multiplications, on trouve ainsi

$$(6)\quad \ldots\ldots\ldots \quad \psi(s) = \sum \frac{\alpha_n}{n^s}$$

la somme s'étendant à tous les nombres n que l'on peut composer au moyen des nombres premiers de la classe q_1 et où, d'après leur mode de formation, tous les coefficients α_n sont *essentiellement positifs*. D'ailleurs, quelque petit que soit le nombre positif ε, cette série est absolument et uniformément convergente pour toutes les valeurs de s dont la partie réelle surpasse $1 + \varepsilon$. Car la série est convergente pour $s = 1 + \varepsilon$ et l'est alors *à fortiori* pour les autres valeurs de s. Comme en outre tous les termes de la série sont des fonctions synectiques, on pourra, pourvu que $\mathfrak{R}(s)$ soit supérieur à l'unité, se servir de la formule (6) pour calculer les dérivées successives de $\psi(s)$ et cela en différentiant sans scrupule la série terme par terme

autant de fois qu'on le veut (*). Cette méthode peut s'appliquer, en particulier, pour calculer les dérivées qui entrent dans la formule (5). On trouve ainsi

$$\psi^{(m)}(1+a) = (-1)^m \sum_n \frac{\alpha_n (ln)^m}{n^{1+a}} = (-1)^m A_m$$

et A_m sera *positif*, puisque tous les coefficients α_n le sont. Il vient ainsi en substituant ces valeurs dans la formule (5)

$$\psi(1+a+t) = \psi(1+a) - \frac{t}{1} A_1 + \cdots + \frac{(-t)^m}{m!} A_m + \cdots$$

Dans cette égalité, on peut poser

$$t = -\left(a + \frac{1}{2}\right),$$

car nous savons que la série s'applique sur le cercle de rayon $a + \frac{1}{2}$. Dans cette hypothèse, le premier membre est égal à $\psi\left(\frac{1}{2}\right)$ et s'annule, tandis que le second se réduit à une somme de termes positifs. La contradiction est donc manifeste et l'hypothèse dont nous sommes partis est fausse, le point $s = 1$ ne peut être un zéro de la fonction

$$\sum{}' \frac{\chi(n)}{n^s}.$$

La démonstration précédente est certainement d'une simplicité remarquable, elle est même plus simple que la démonstration directe donnée par Dirichlet dans le cas où M est un nombre premier (**), et l'on sait que celle-ci ne peut pas s'étendre au cas général.

(*) Voir la note p. 6.

(**) Werke, p. 326.

IX.

Avant d'abandonner ce sujet, revenons encore une fois aux équations du § 6, dont la seconde est maintenant complètement démontrée

$$(1) \quad . \quad . \quad . \quad . \quad . \quad \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{lq}{q^s} = 1,$$

$$(2) \quad . \quad . \quad . \quad . \quad . \quad \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{lq_N}{q_N^s} = \frac{1}{\varphi(M)}.$$

Ces équations ont une signification qu'il est intéressant de remarquer, et qui, comme nous allons le montrer brièvement, découle par voie réciproque d'un théorème bien connu de Dirichlet. Ce théorème est le suivant (*) :

Soient k_1, k_2, ... k_n ... des quantités positives indéfiniment croissantes avec n et rangées par ordre de grandeur, de telle sorte que l'on ait, en général,

$$k_n \overline{\overline{<}} k_{n+1};$$

soit ensuite t une variable qui varie d'une manière continue au delà de toute limite, et T le nombre des constantes k qui ne surpassent pas t; si les constantes k sont telles que le rapport $\frac{T}{t}$ converge vers une limite $\omega > 0$, la série

$$S = \sum_{n=1}^{\infty} \frac{1}{k_n^{1+\rho}}$$

est convergente pour toute valeur positive de ρ et le produit ρS converge vers la même limite ω quand ρ tend vers zéro.

(*) DIRICHLET, *Sur un théorème relatif aux séries* (JOURNAL DE CRELLE, t. LIII). — Voir aussi BACHMANN, *Die Analytische Zahlentheorie*, Leipzig, 1894, p. 67, et DEDEKIND, *Vorl. über Zahlentheorie*, 4e éd., § 118.

Désignons par $[lq]$ le plus grand entier contenu dans lq et par θ une fraction, l'équation (1) pourra évidemment se mettre sous la forme

$$1 = \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{[lq]}{q^s} + \theta \lim_{s=1} (s-1) \sum \frac{1}{q^s}.$$

Le second terme au second membre est nul, car

$$\sum \frac{1}{q^s}$$

devient infini pour $s=1$ comme

$$\log \frac{1}{s-1},$$

et il reste, en posant $s-1=\rho$,

$$\lim_{\rho=0} \rho \sum \frac{[lq]}{q^{1+\rho}} = 1.$$

Maintenant la série du premier membre peut se mettre sous la forme

$$\sum \frac{1}{q^{1+\rho}}$$

pourvu que l'on répète chaque terme $q^{-(1+\rho)}$ un nombre de fois égal à $[lq]$. On retombe ainsi sur les circonstances supposées dans l'énoncé du théorème de Dirichlet, et l'on a, dans le cas actuel,

$$T = \sum_{q \leqq t} [lq].$$

On peut donc énoncer réciproquement le théorème suivant :

Si le rapport

$$\frac{1}{t} \sum_{q \leqq t} [lq]$$

tend vers une limite quand t *tend vers l'infini, cette limite ne peut être différente de l'unité.*

La même conclusion s'applique au rapport

$$\frac{1}{t}\sum_{q \leq t} lq,$$

car on sait que celui-ci ne diffère du précédent que par une quantité évanouissante.

Le raisonnement que nous venons de faire s'applique sans changement à l'équation (2) et nous permet d'énoncer cet autre théorème :

Si le rapport

$$\frac{1}{t}\sum_{q_N \leq t} lq_N$$

qui a pour numérateur la somme des logarithmes naturels des nombres premiers inférieurs à t *et de la forme linéaire* Mx + N *tend vers une limite déterminée qnand* t *tend vers l'infini, cette limite ne peut être différente de* $\frac{1}{\varphi(M)}$.

Ces théorèmes appellent de nouvelles recherches en vue d'établir oui ou non si cette limite hypothétique existe, mais la résolution de cette question, si simple en apparence, présente les plus grandes difficultés.

Ainsi, le premier des deux théorèmes qui précèdent est déjà ancien, et même dans ce cas le plus simple, la question que nous venons de poser n'a pas encore reçu jusqu'aujourd'hui de réponse satisfaisante (*).

(*) Depuis la rédaction du présent mémoire, nous pensons avoir complètement résolu toutes les difficultés dont il est ici question. C'est pourquoi, devant bientôt revenir sur ce sujet, nous croyons pouvoir nous dispenser de faire ici l'addition dont M. Mansion parle dans son rapport. (*Bulletin de l'Académie royale des sciences, des lettres et des beaux-arts de Belgique,* 3e sér., t. XXXI, p. 19, 1896.)

TABLE

DES

MÉMOIRES CONTENUS DANS LE TOME LIII

SCIENCES